

ZUR MORPHOLOGIE DES GLYKOGENS BEI TREMATODEN UND CESTODEN

INAUGURAL-DISSERTATION
ZUR ERLANGUNG DER DOKTORWÜRDE
EINER HOHEN PHILOSOPHISCHEN FAKULTÄT
(SEKTION II)
DER K. BAYER. LUDWIG-MAXIMILIANS-
UNIVERSITÄT MÜNCHEN

VORGELEGT VON

PAULINE ORTNER-SCHÖNBACH



EINGEREICHT AM 18. JUNI 1913

LEIPZIG UND BERLIN
WILHELM ENGELMANN
1913

Inhalt.

	Seite
I. Einleitung	414
II. Material und Methoden	415
III. Die Morphologie des Glykogens bei einigen Trematoden und Cestoden	416
A. Trematoden	416
1. Parenchym	417
2. Muskulatur	419
3. Cuticula und Subcuticula	421
4. Darm	421
5. Drüsen	422
6. Exkretionssystem	422
7. Nervensystem	422
8. Geschlechtsapparat	423
a) Ovarium	423
b) Dotterstock	423
c) Schalendrüse und LAURERScher Gang	426
d) Uteruseier	426
e) Hoden und Vas deferens	429
B. Cestoden	431
1. Parenchym	431
2. Muskulatur	433
3. Subcuticula und Cuticula	434
4. Faserstränge bei <i>Caryophyllaeus mutabilis</i>	434
5. Exkretionssystem	434
6. Nervensystem	434
7. Geschlechtsapparat	434

	Seite
a) bei <i>Anoplocephala</i>	434
α) Ovarium und Eiweißdrüse	435
β) Uteruseier	435
γ) Hoden	437
b) bei <i>Calliobothrium coronatum</i>	437
α) Ovarium und Dotterstock	437
β) Uterus	437
γ) Hoden und Vas deferens	438
c) bei <i>Caryophyllaeus mutabilis</i>	438
α) Ovarien, Dotterstöcke und Uterus	438
β) Hoden	440
C. Hungerversuche	440
IV. Zusammenfassung und Vergleich mit der Glykogenmorphologie bei <i>Ascaris</i> und bei Turbellarien	442

I. Einleitung.

In seiner Arbeit über die Morphologie des Stoffwechsels bei *Ascaris lumbricoides* hat v. KEMNITZ (1912) das Vorkommen des Glykogens in den Geweben dieses Nematoden einer gründlichen Analyse unterworfen. Das Glykogen bei *Ascaris* war vor dieser Arbeit auf quantitativ-chemischem Wege von WEINLAND (1901a, b, 1902) und mikrochemisch von BRAULT und LOEPER (1904) und BUSCH (1905) oberflächlich nachgewiesen worden.

WEINLAND betonte nun in einer seiner ersten Arbeiten (1901a) über diesen Gegenstand, daß das Glykogen überhaupt bei parasitischen Würmern sehr verbreitet zu sein scheine, und er konnte bei dem Trematoden *Fasciola hepatica* (1901b) dessen Vorkommen, das schon CLAUDE BERNARD (s. WEINLAND 1910) und SAAKE (1893) konstatiert hatten, bestätigen und den ebenfalls schon CL. BERNARD (s. WEINLAND 1910) bekannten Glykogengehalt des Cestoden *Taenia expansa* (1901a) quantitativ nachweisen. Somit schien es von großem Interesse, zu untersuchen, wie sich das Glykogen in den Geweben der Trematoden und Cestoden, dieser so ganz dem Parasitismus angepaßten Gruppen, verhalte. Zu erwähnen wäre, daß v. KEMNITZ (1912) zum Vergleich auch den Glykogengehalt zweier Trematoden *Fasciola hepatica* und *Polystomum integerrimum* kurz geprüft und Glykogen im Parenchym, in der Muskulatur und in den Dotterstöcken konstatiert hat. Außerdem behandeln BRAULT und LOEPER (1904) und BUSCH (1905) in den oben erwähnten Arbeiten auch das Glykogen in den Geweben von Bandwürmern, doch erstens verwenden BRAULT und LOEPER zum Nachweis nur die Jodreaktion (da das BESTsche Karmin damals noch nicht bekannt war), und zweitens begnügen sie sich, ebenso wie BUSCH, mit ganz allgemeinen Angaben.

So sollte es also Zweck dieser Arbeit sein, ein genaueres Bild der Glykogenlagerung bei Trematoden und Cestoden zu gewinnen, um daraus eventuell Rückschlüsse auf den Verlauf des Kohlehydratstoffwechsels dieser Parasiten ziehen zu können.

Allen, die meiner Arbeit Interesse und Hilfe zuteil werden ließen, möchte ich hier meinen Dank abstaten. Vor allem schulde ich denselben meinem hochverehrten Lehrer Herrn Geheimrat HERTWIG und ganz besonders auch Herrn Professor GOLDSCHMIDT, der die Anregung zu dieser Untersuchung gegeben hat.

II. Material und Methoden.

Da Materialbeschaffung und mikrotechnische Methoden bei beiden Gruppen ziemlich die gleichen waren, so mögen sie gemeinsam für beide hier erörtert werden. Von Trematoden wurden folgende Formen untersucht: *Fasciola hepatica* und *Dicrocoelium lanceatum* aus der Schafleber, *Distomum cylindraceum* aus der Lunge von *Rana temporaria*, *Distomum cygnoides* und *Polystomum integerrimum* aus der Harnblase von *Rana esculenta* und *Lecithochirium rufoviride* aus dem Magen von *Conger conger*. Von Cestoden dienten als Material: *Anoplocephala plicata*, *Anoplocephala perfoliata* und *Anoplocephala mamillana* aus dem Pferdedarm, *Calliobothrium coronatum* aus dem Spiraldarm von *Scyllium stellare* und *Caryophyllaeus mutabilis* aus dem Darm von *Cyprinus carpio*. Sämtliche Parasiten wurden lebend den betreffenden Eingeweideteilen entnommen und sofort fixiert. Als Fixationsmittel wurde ausschließlich CARNOYSche Flüssigkeit verwendet, die, wie schon v. KEMNITZ angibt, sehr gute Bilder liefert. Die Einbettung in Paraffin erwies sich auch als durchaus einwandfrei. Da beim Aufkleben der Schnitte immer noch am ehesten Gefahr vorhanden ist, daß Glykogen in Lösung geht, da auch beim Aufkleben mit Alkohol während des Erwärmens die Konzentration nicht kontrolliert werden kann, so habe ich es vorgezogen, trocken mit Eiweißglyzerin aufzukleben. Die Schnitte wurden auf dem ganz dünn mit Eiweißglyzerin bestrichenen Objektträger mit einem breiten Pinsel aufgedrückt, dadurch sind sie ganz gestreckt und bei einiger Vorsicht wird das Gewebe nicht geschädigt. Der Objektträger muß dann noch leicht erwärmt werden, damit das Eiweiß koaguliert und die Schnitte festkleben. Die Methode hat natürlich den einen Nachteil, daß sie mehr Zeit erfordert als die Streckmethode in warmem Wasser, da bei größeren Objekten die Schnitte einzeln aufgeklebt werden müssen. Es ist dies aber hiebei kein Zeitverlust, weil sowieso meistens zwei Objektträger abwechselnd mit je einem Schnitt

einer Serie belegt werden mußten, von denen der eine zur Kontrolle mit der Speichel- oder Jodprobe behandelt wurde. Zur färberischen Darstellung des Glykogens wurde vor allem das BESTsche Karmin (1906) verwandt und später auch zum Vergleich die von MAYER (1909) beschriebene Gallustinte, die nach dem von MAYER angegebenen Rezept selbst hergestellt gute Bilder liefert, wogegen v. KEMNITZ das fertig gekaufte Pulver nicht verwenden konnte. Ich fand nur auch wie MAYER selbst angibt, daß zum Auffinden geringer Glykogenmengen, die in feinen Mengen graue Farbe der Gallustinte nicht geeignet ist und hierfür doch immer noch das auch in kleinen Körnchen leuchtend rot wirkende BEST-Karmin vorzuziehen ist. — Zur Kernfärbung gebrauchte ich wie v. KEMNITZ konzentriertes DELAFIELD-Hämatoxylin 1—1½ Min.; darauf Auswaschen mit 50% Alkohol. Bei diesem Verfahren werden aber die Kerne meist nicht so distinkt blau, daß sie einen ganz scharfen Kontrast zur Glykogenfärbung abgeben würden. Ich versuchte dann Bleu de Lyon, das von ZIEGLWALLNER (1911) angegeben und von ERHARDT (1912) sehr gerühmt wird, doch ist es eine so rohe Farbe, daß ich ihr immer noch DELAFIELDS Hämatoxylin vorzog. Die besten Erfahrungen machte ich schließlich mit dem von ARNOLD (1909) angegebenen Verfahren, das auch v. KEMNITZ zitiert, wobei die Auswaschung der Schnitte mit Brunnenwasser durch ein Überziehen mit Celloidin ermöglicht wird; da die Äther-Celloidinreihe sehr schnell durchgegangen werden kann, ist die Methode auch nicht zeitraubend. Als Gegenfarbe zur Gallustinte wurde, wie MAYER auch vorschlägt, Parakarmin verwandt, das meiner Beobachtung nach ziemlich lange einwirken muß, um einen genügenden Kontrast zu geben, denn oft schien es in der Tinte wieder auszublassen. — Zur Feststellung feinerer histologischer Details und zum Vergleich wurde auch Eisenhämatoxylin-Eosinfärbung angewendet.

Über die Art, wie die Versuche angestellt wurden, die Tiere außerhalb des Wirtes hungern zu lassen, soll in dem Abschnitt über Hungerversuche berichtet werden.

III. Die Morphologie des Glykogens bei einigen Trematoden und Cestoden.

A. Trematoden.

Die untersuchten Trematodenformen zeigten in bestimmten Organen ein ziemlich gleiches Verhalten gegenüber dem Glykogen; nur in bezug auf den Glykogengehalt der weiblichen Geschlechtsdrüsen und demzufolge auch für die Versorgung des Embryo mit Reservekohlehydrat ließen

sich verschiedene Typen aufstellen. Es schien daher das Geeignetste zu sein, die Morphologie des Glykogens nach Organsystemen zu besprechen.

1. Parenchym.

Über die Beschaffenheit des Parenchyms bei den Trematoden und Cestoden gehen die Ansichten der Forscher weit auseinander.

Besonders standen sich zwei Ansichten gegenüber. Die eine Gruppe der Untersucher, wie TASCHENBERG (1878) und andere, sprach von Parenchym als von einem aus verästelten Zellen gebildeten Gerüstwerk, in dessen Lücken anders gestaltete, mehr oder weniger veränderte Zellen eingelagert sind.

LEUCKART war in der 2. Auflage seines Parasitenwerkes (1886) zuerst auch dieser Ansicht, später (1889) aber kam er immer mehr auf die andere, von ihm selbst schon in der 1. Auflage (1863) geäußerte Auffassung zurück, daß es sich nämlich nur um eine Art von Zellen handle, die durch eine Intercellularsubstanz unter einander verbunden sind. Looss kam zu der Ansicht, daß sich das Trematodenparenchym aus gleichartigen Zellen zusammensetzt, von denen im ausgebildeten Zustande nur die Membranen übriggeblieben sind, die sich verkitten und manchmal eine körnige Intercellularsubstanz haben können. Die Lücken dieses aus den Zellmembranen gebildeten Maschengerüsts sind während des Lebens mit einer klaren, farblosen Flüssigkeit erfüllt, dem wässerig entarteten Protoplasma. Beim Konservieren wird der Inhalt körnig niedergeschlagen, manchmal ist noch der meist central gelagerte Kern sichtbar mit einem Hofe feinkörnigen Plasmas. Von der Existenz verästelter Zellen konnte sich Looss nirgends überzeugen. Daß andere Autoren die Kerne solcher Zellen gesehen haben wollen, erklärt er als Täuschung durch Querschnitte von Parenchymmuskeln und Exkretionskanälchen. BLOCHMANN (1896) spricht in seiner Abhandlung über die Epithelfrage auch kurz vom Parenchym und behauptet die Existenz großer, verästelter Zellen, welche die Muskelfasern auf lange Strecken begleiten und schließlich ein alle Organe umspinnendes Netzwerk bilden. Den Abbildungen nach zu urteilen, können diese vermeintlichen Parenchymzellen nur Myoblasten sein. Die kleinen Kerne innerhalb der Maschenwände scheint er gar nicht gesehen zu haben. HEIN (1904) gibt eine kurze Beschreibung des Parenchyms als eines alle Organe umhüllenden Maschenwerkes, in dessen Balken relativ sparsam ovale Kerne verstreut sind; über den cellulären Bau des Gewebes macht er keine Angaben. — Mir stellte sich das Parenchym der Trematoden auch als ein dichtes Netz dar, das sich zwischen allen Organen ausbreitet und überall die Muskelfasern und Subcuticularzellen umspinnend in die Saug-

näpfe und den Pharynx bis zur Basalmembran vordringt. In den Maschenräumen findet sich stets Plasma in feinen Granula niedergeschlagen und an den das Maschenwerk bildenden Wänden liegen ab und zu kleine, ovale Kerne. Die Größe und Form der Maschen kann bei den verschiedenen Arten und auch je nach der Lage innerhalb eines Tieres sehr variabel sein. — Wenden wir uns nun zur Betrachtung der Glykogenverhältnisse innerhalb dieses Gewebes, so bietet sich uns gleich bei oberflächlicher Untersuchung eines mit BEST-Karmin gefärbten Schnittes ein auffallendes Bild dar. Alle Räume des Parenchymnetzes sind von roten Körnchen und Schollen erfüllt, die sich durch alle Kontrollproben als Glykogen erweisen. In der Art nun, wie das Glykogen in den Lücken des Parenchyms gelagert ist, zeigen sich bei den untersuchten Formen Unterschiede. Die Parenchymaschen sind im allgemeinen bei Trematoden sehr groß im Gegensatz zu dem kleinmaschigen Cestodenparenchym, was LEUCKART (1886) schon konstatiert hat; doch gibt es auch bei den verschiedenen Arten wieder Größenunterschiede. Bei *Fasciola hepatica* (Fig. 1) und *Dicrocoelium lanceatum* ist das Parenchym dort, wo es zwischen den Teilen des Geschlechtsapparates oft in schmalen, langen Maschen durchzieht, ganz gleichmäßig von Glykogenkörnchen erfüllt. Peripher laufen die Maschen in flachen Bogen parallel mit der Cuticula und in ihnen findet sich das Glykogen außer in Körnchen noch in halbmondförmigen Schollen an der Innenseite niedergeschlagen. *Lecithochirium rufoviride* besitzt trotz der Kleinheit des Tieres große Maschen, in denen sich das Glykogen in kleinen Körnern und dichteren Klumpen ablagert. Bei *Polystomum integerrimum* und bei *Distomum cygnoides* tritt das Parenchym viel mehr zurück, da bei ersterem die Darmschlingen und Dotterstockfollikel den ganzen Raum ausfüllen, bei letzterem dagegen (in geschlechtsreifem Zustande) der größte Teil des Tieres aus von Eiern erfüllten Uterusschlingen besteht. Wo sich feine Parenchymaschen zwischen die Organe einschieben, sind sie von Glykogenkörnchen erfüllt. *Distomum cylindraceum* hat ein auffallend kleinmaschiges Parenchym mit dünnen Zellwänden, was schon LOOSS (1893) beobachtet hat. Das Glykogen hat körnige Struktur oder liegt in homogenen Schollen in den Gewebsmaschen. — Man muß sich natürlich immer vor Augen halten, daß die Art, wie sich uns das Glykogen im Präparat darstellt, meist Fixierungsprodukt ist. v. KEMNITZ, der diese Frage auch erörtert, ist der Ansicht, daß die Beschaffenheit des Glykogens im lebenden Tiere »flüssig bis zähflüssig« sein dürfte. Er stellt auch Vermutungen darüber an, welche Konsistenz das Glykogen in bestimmten Organen haben könnte, und zwar ist, wo er Leichtflüssigkeit annimmt, das fixierte Glykogen diffus verteilt, wo er es zähflüssig glaubt,

zeigt sich homogene, schollige Fixierung. Es ist ja auch ganz gut vorstellbar, daß eine zähflüssige Masse sich eher einheitlich fixiert, als eine leichtflüssige. So könnte vielleicht auch im Parenchym dieser Unterschied der Konsistenz als Grund für die körnige und schollige Fixierung des Glykogens in Betracht gezogen werden.

Versuchen wir nun von diesen Befunden aus zur Frage nach dem Wesen des Parenchyms Stellung zu nehmen, so muß der Anschauung beigestimmt werden, daß es sich im Grundgewebe der Trematoden um große Zellen handelt, deren Inhalt sich allmählich verändert hat. Das merkwürdige Aussehen der Zellen beruht sicherlich auf dem großen Glykogenreichtum dieses Gewebes. So lassen sich die Angaben von LEUCKART und Looss über Ansammlung einer hellen Flüssigkeit im Plasma oder andere Beschreibungen einer hyalinen Grundsubstanz oder eines zähflüssigen Plasmas (SOMMER 1880) am besten dadurch erklären, daß, wie wir sahen, Glykogen der Hauptinhalt der Parenchymzellen ist. — Das Plasma der Zellen findet sich als Granula niedergeschlagen und hie und da sind noch erhaltene Kerne gegen die Membran gedrückt zu sehen. So stimmt diese Anschauung ziemlich mit der von Looss gegebenen Darstellung des Parenchyms überein, nur die »meist zentrale Lage des Kernes« konnte nicht bestätigt werden. Wie eben erwähnt, tritt in den Parenchymzellen das Glykogen neben Plasmagranulationen auf. Dasselbe fand v. KEMNITZ in den Markbeuteln der *Ascaris*-Muskeln. Ich möchte hier die Frage der »Trägersubstanz« des Glykogens berühren. Seit EHRLICH (1883) diesen Begriff geprägt hat, sind auch viele andere Autoren wie BARFURTH (1885) und GIERKE (1905) überzeugt, daß das Glykogen in der Zelle an eine spezifische »Trägersubstanz« gebunden sei. Für Näheres verweise ich auf die Einwände, die v. KEMNITZ gegen diese Theorie erhoben hat; ich will hier nur betonen, daß ich weder in den Granula der Parenchymzellen noch in den Glykogenverhältnissen anderer Organe bei Trematoden und Cestoden einen Beleg für obige Annahme finden konnte und mich durchaus der Ansicht von CREMER (1902) und v. KEMNITZ anschließe, welche die Lehre von der »Trägersubstanz« als nicht bewiesen und hypothetisch bezeichnen.

2. Muskulatur.

Bei den Trematoden unterscheidet man eine Ring-, Längs- und Dorsoventralmuskulatur im Körper und Ring- und Radiärmuskeln im Pharynx. Die Muskeln bestehen aus mehr oder weniger langen Faserbündeln. Von den meisten früheren Autoren wurde ihnen ganz oder teilweise der Besitz von Myoblasten abgesprochen. BETTENDORF (1897) hat nachgewiesen,

daß in sämtlichen Muskelgebieten kernhaltige Zellen vorhanden sind, die den Fasern anliegen oder mit einer, oft auch mit mehreren Fasern durch plasmatische Ausläufer in Verbindung stehen. Über die Struktur der Faser gibt er nichts Näheres an. Ich konnte nun deutlich sehen, daß auf Querschnitten die Muskelfaser (Fig. 1) die Form eines Ringes hat, sodaß an ihr jedenfalls auch eine kontraktile Rinde und eine Markscheid zu unterscheiden ist, die wohl mit den plasmatischen Fortsätzen der Myoblasten in Verbindung stehen dürfte. Damit wäre auch für Trematoden ein ganz nematoider Bau der Muskulatur gegeben, wie er von GELEI (1909—1912) für Turbellarien und von ZERNECKE (1896) für Cestoden beschrieben worden ist. — Bei Betrachtung der Körpermuskulatur fällt sofort auf, daß das Glykogen den Muskelfasern in feiner Lage adhäriert, und es läßt sich bald deutlich erkennen, daß es innerhalb feiner Parenchymaschen liegt, welche alle Fasern umhüllen. Schon BLOCHMANN (1896), BETTENDORF (1897) und HEIN (1904) haben darauf hingewiesen, daß die Muskelfasern in Parenchymscheiden eingeschlossen liegen. Ebenso haben die muskulösen Saugnäpfe und der ebenso beschaffene Pharynx ihren Glykogenreichtum nicht der Muskulatur, sondern dem Parenchym zu verdanken, das in kleinen Maschen überall den Raum zwischen den Muskelfasern ausfüllt. Darum ist es nicht richtig, wenn v. KEMNITZ angibt, reichlich Glykogen in der Muskulatur der Saugnäpfe gefunden zu haben.

Die Muskelfibrillen sind also frei von Glykogen. Dies sah v. KEMNITZ in der Muskulatur von *Ascaris*, wo er Glykogen nur im Markbeutel und dem Sarcoplasma der kontraktile Rinde beobachtete, und ebenso konnte EHRLICH (1883) für den Wirbeltiermuskel hervorheben, daß das Glykogen immer nur in der interfibrillären Kittsubstanz auftrete, was ARNOLD (1909) bestätigte. BARFURTH (1885) allein will einmal Glykogen in Fibrillen gesehen haben. — Über das Verhalten des Glykogens in den Myoblasten der Trematoden ist es nicht ganz leicht, Klarheit zu gewinnen, weil sie im Parenchym eingebettet liegen, das selbst so reich an Reservekohlehydrat ist. In einigen Fällen (Fig. 1) gelang es mir aber doch, deutlich nachzuweisen, daß die Muskelzellen Glykogen diffus im Plasma, wenn auch nicht in großen Mengen enthalten. In der Markscheid der Fasern konnte ich trotz eifrigen Suchens kein Glykogen entdecken. Falls es hier vorkommt, muß es jedenfalls selten sein. GELEI beschreibt sein Vorkommen in den feinen Markkanälen der Turbellarienmuskelfasern. Nach dem Gesagten dürfte der Schluß wohl berechtigt sein, daß die Muskelfasern der Trematoden ihren Bedarf an Kohlehydrat aus den sie umschließenden Parenchymscheiden beziehen.

3. Cuticula und Subcuticula.

Durch die Arbeiten von BLOCHMANN und HEIN ist der Ansicht Nachdruck verliehen worden, daß bei Trematoden die Subcuticula ein in die Tiefe gerücktes Epithel sei, welches die Cuticula erzeugt hat. — Ich konnte bei allen untersuchten Trematoden mit Ausnahme von *Polystomum* weder in den ganz im Parenchym eingebetteten Subcuticularzellen (Fig. 1) noch in der Cuticula Glykogen nachweisen. Bei *Polystomum* dagegen zeigte auf BEST-Präparaten die äußerste Körperschichte merkwürdigerweise eine deutliche Glykogenfärbung. Ich hatte nicht genug Material, um den histologischen Bau dieser Schichte zu untersuchen.

STIEDA (1870) gibt an, daß bei *Polystomum* die Oberfläche des Körpers abweichend von andern Saugwürmern mit einer einfachen Schicht kleiner, rundlicher Zellen, welche deutliche Kerne besitzen, bedeckt ist. Diese Angabe hat jedoch keine weitere Bestätigung gefunden. Ich kann deshalb nur andeuten, daß, falls es sich bei *Polystomum* um ein Körper-epithel handelt, auf eine nähere Verwandtschaft dieses Trematoden mit den Turbellarien zu schließen wäre, deren einschichtiges Körperepithel auch reichlich Glykogen speichert (GELEI 1909).

4. Darm.

Der Darm beginnt hinter dem muskulösen Pharynx mit einem kurzen, unpaaren Stück, dem Ösophagus, der sich bald in zwei Äste teilt. Diese können in geradem Verlaufe ungeteilt den Körper durchziehen (einfacher Gabeldarm bei *Dicrocoelium*, *Distomum cylindraceum* und *cygnoides* und bei *Lecithochirium*) oder sie können sich weiter verästelten, wie bei *Fasciola* und *Polystomum*, bei welch letzterem die Seitenzweige wiederum Anastomosen bilden.

Der Ösophagus ist wie der Pharynx noch mit einer Cuticula ausgekleidet, der aber die Subcuticularzellen dicht anliegen; nach der Gabelung treten die Epithelzellen direkt ans Lumen heran und besitzen hier einen dichten Stäbchensaum (HEIN 1904). Ich fand, daß die Darmepithelzellen immer glykogenfrei waren. Die Vermutung, daß die stärkere Verästelung des Darmes vielleicht einen Einfluß auf die Verteilung des Glykogens im Körper haben könnte, hat sich nicht bestätigt, da, wie schon erwähnt, das Parenchym überall gleichmäßig von Glykogen erfüllt ist. Es wäre höchstens zu bemerken, daß die zwei Arten mit stark verästelttem Darm Dotterstöcke besitzen, deren Zellen sehr viel Glykogen enthalten, wogegen die andern Arten im Dotterstock nur minimal oder gar kein Glykogen speichern. Es erscheint mir aber nicht sehr wahrscheinlich, daß

hier tatsächlich ein Zusammenhang besteht, da die Dotterstöcke hier wie dort mitten im glykogenhaltigen Parenchym liegen. —

Seit der von STIEDA (1867) und SOMMER (1880) gegebenen Beschreibung des Darmepithels von *Fasciola hepatica* wird immer wieder (s. BIEDERMANN 1910, JORDAN 1913) von der intracellulären Verdauung bei Trematoden gesprochen. Es hat sich leider bei der Glykogenuntersuchung nichts zu dieser Frage beitragen lassen. Ich fand auch die von SOMMER beschriebene wechselnde Höhe und Form der Darmepithelzellen, jedoch zeigte sich niemals deutlich eine Umschließung der Nahrung durch Fortsätze der Epithelzellen. Der Glykogenmangel der Trematodendarmzellen im Gegensatz zu den entsprechenden Zellen bei *Ascaris*, die viel Glykogen speichern, kann auch nicht für die intracelluläre Verdauung sprechen, da die Turbellarien bei nachgewiesener intracellulärer Verdauung auch Glykogen in den Darmzellen ablagern können (GELEI 1909).

5. Drüsen.

Bei *Polystomum integerrimum* und *Distomum cylindraceum* existieren einzellige Drüsen, die hinter dem Pharynx in den Ösophagus münden. *Dicrocoelium lanceatum* besitzt sogenannte Kopfdrüsen, die vor dem Mundsaugnapf liegen (BUSCHKIEL 1908). Alle diese Drüsen sind wie die andern Organe im Parenchym eingebettet, heben sich aber klar auf BEST-Präparaten daraus hervor, denn sie enthalten Glykogen nur in Form ganz feiner, stäubchenartiger Körner.

6. Exkretionssystem.

Zur Orientierung über den näheren Bau dieses Organsystems verweise ich auf die Arbeit von BUGGE (1902). Die Gefäßwände enthalten kein färbereich nachweisbares Kohlehydrat und in der Umgebung der Gefäße zeigt sich keine spezielle Lagerung des Glykogens im Parenchym.

7. Nervensystem.

Eine genauere Untersuchung darüber enthält die Arbeit von BETTENDORF (1897). Wo es bei den hier angewandten Methoden klar sichtbar wurde, so besonders in den oberen Ganglien zu beiden Seiten des Pharynx, ließ sich in den Nervenfasern sowie in den Ganglienzellen kein Glykogen nachweisen. v. KEMNITZ fand das Nervensystem von *Ascaris* auch glykogenfrei. GELEI beschreibt geringe Glykogenmengen in den Nervenzellen von *Dendrocoelum lacteum*.

8. Geschlechtsapparat.

Die Trematoden besitzen fast stets hermaphrodite Geschlechtsorgane. Allen hier untersuchten Arten kommen folgende weibliche Organe zu: ein unpaares Ovar und ein meist stark verzweigter paariger Dotterstock; Ovidukt und vereinigter Dottergang treffen sich in der Gegend der Schalendrüse, wo die zusammengesetzten Eier gebildet werden. Eine Eizelle und mehrere Dotterzellen werden von einer Schale umgeben, deren Material aus den Dotterzellen stammt. Schließlich gelangen die Eier in den meist stark gewundenen Uterus, der am Vorderende vor dem Bauchsaugnapfe mündet. Außerdem haben alle Formen mit Ausnahme von *Lecithochirium* und *Polystomum* einen LAURERSchen Kanal, der dorsal nach außen mündet. Dieser Gang wird jetzt von vielen Autoren als funktionslos gewordene Vagina angesehen, da die Begattung durch den Uterus erfolgt. Bei *Dicrocoelium* und *Lecithochirium* findet sich auch ein Receptaculum seminis als Anhang des Ovidukts. *Polystomum* besitzt eine doppelte Vagina, die von den Dottergängen ausgehend jederseits an den Seitenwänden mündet. — Die männlichen Organe bestehen aus zwei bis mehr Hoden, deren Vasa efferentia sich zu ein oder zwei Vasa deferentia sammeln, welche in den muskulösen Cirrusbeutel eintreten. Hier erweitert sich das Vas deferens zu einer Vesicula seminalis, auf sie folgt eine Pars prostatica mit Drüsenanhängen und schließlich der Cirrus. (Siehe BRAUN, BRONNS Kl. u. O.)

a) Ovarium.

Über feinere cytologische Verhältnisse im Ovar von *Fasciola hepatica* geben Aufschluß die Arbeiten von SCHUBMANN (1905), HENNEGUY (1907) und SCHELLENBERG (1911); für *Dicrocoelium lanceatum* wäre die Untersuchung von GOLDSCHMIDT (1908) anzuführen. — Die Ovarien liegen im Parenchym nur durch eine einfache Tunica propria von ihm getrennt. An der Peripherie des Ovars finden sich Oogonien und Oocyten, welche letztere in verschiedenen Wachstumsstadien auch das ganze Ovar erfüllen. Die Eizelle gelangt aus dem Ovar durch Ovidukt und Schalendrüse in den Uterus, wo sie erst nach der Befruchtung innerhalb der Schale die Reifeteilungen durchmacht. — Bei Untersuchung der Glykogenverhältnisse zeigte sich, daß *Distomum cylindraceum* und *cygnoides* und *Dicrocoelium lanceatum* weder in den Oogonien noch in den Oocyten Glykogen besitzen. Bei *Fasciola* dagegen und *Polystomum* liegen die Verhältnisse anders. In den Oogonien und in jungen Oocyten ist auch kein Glykogen zu sehen; wenn aber die Oocyten das Ende der Wachstums-

phase erreicht haben, läßt sich in ihnen deutlich diffus verteiltes Glykogen nachweisen (Fig. 2, 3). Es liegt meistens auf eine Seite des Eies gedrängt, was jedenfalls auf Fixation zurückzuführen ist, denn bei *Polystomum*, wo das Ovar fast die ganze Breite eines Längsschnittes einnimmt, ist klar zu erkennen, daß das Glykogen durch die von oben und unten eingedrungene Fixierungsflüssigkeit an die der Mitte zugewandte Seite jeder Oocyte gedrängt wurde. — Erwähnen möchte ich noch, daß mir in ausgewachsenen Oocyten von *Fasciola hepatica* mit DELAFIELD stark färbbare, fibrillenartige Stränge aufgefallen sind. HENNEGUY beschreibt ähnliche Bildungen. Sowohl GOLDSCHMIDT als SCHELLENBERG betonen, daß die Wachstumsphase der Oocyten eine sehr kurze sei; dem entspricht auch die Beobachtung, daß bei *Dicrocoelium* kein Glykogen in den Oocyten gestapelt wird, bei *Fasciola* auch nur eine verhältnismäßig geringe Menge, die, wie wir sehen werden, in der Zeit bis zu den Reifeteilungen verbraucht wird. — Über die Art, wie sich die Eizellen im Ovar ernähren können, stellen SCHUBMANN und SCHELLENBERG verschiedene Vermutungen an. SCHUBMANN will degenerierende Eizellen beobachtet haben, die von den Oocyten aufgenommen und als Nahrung verwendet werden. Diese Angaben kann ich ebenso wie SCHELLENBERG und HENNEGUY nicht bestätigen. SCHELLENBERG beschreibt lichtbrechende Körnchen, die sich in der Umgebung des Ovars ansammeln und die er als Sekrettropfen erklärt, welche die Eizellen von außen ernähren. DINGLER (1910) hat ähnliche Bildungen in der Hodenwand von *Dicrocoelium* gefunden und bezeichnet sie auch als Nährmaterial der Spermatogonien. Ich habe kleine, lichtbrechende Kügelchen nur im Parenchym von *Dicrocoelium* beobachtet, und zwar in der Umgebung der Hoden und des Ovars. Vor allem wird aber jedenfalls das Glykogen des Parenchyms eine hervorragende Nährquelle auch für die Eizellen darstellen, und aus ihm dürften auch die Oocyten den Zucker zum Aufbau ihres Reservekohlehydrats (bei *Fasciola* und *Polystomum*) beziehen.

b) Dotterstock.

GOLDSCHMIDT (1909) hat den Beweis erbracht, daß die Dotterstöcke der Trematoden das Material zum Aufbau der Eischale liefern. Er war anfänglich der Meinung, daß die Dotterzellen nur diese Funktion hätten und gar keine Nährsubstanzen bilden; andererseits erschien es ihm doch auffallend, daß so viele Dotterzellen am Aufbau des Eies teilnehmen.

Da nun die Trematoden überhaupt so außerordentlich viel Glykogen speichern, so lag die Vermutung nahe, daß man bei der Untersuchung dieses Kohlehydrats die Frage nach der Nährfunktion des Dotterstockes

lösen könnte. v. KEMNITZ hat nun, von einem derartigen Gedankengang geleitet, die Dotterstöcke von *Fasciola* und *Polystomum* untersucht und reichlich Glykogen in ihnen gefunden. Damit ist für diese beiden Trematoden nachgewiesen, daß die Dotterzellen neben der Bildung des Schalenmaterials auch die Fähigkeit besitzen, Reservestoffe in Form von Glykogen abzulagern, das innerhalb der Eischale dem Embryo zur Ernährung dienen kann. *Dicrocoelium* konnte v. KEMNITZ nicht untersuchen, doch ist er der Ansicht, daß »bei dieser *Fasciola* so nahe verwandten Form die Verhältnisse nicht prinzipiell anders liegen« dürften. Im folgenden soll gezeigt werden, daß dies merkwürdigerweise doch der Fall ist. Fig. 4 stellt die Verhältnisse im Dotterstock von *Fasciola* dar. Die ausgewachsenen Dotterzellen sind homogen mit Glykogen erfüllt, an der Peripherie der Zellen liegen kleine mit DELAFIELDS Hämatoxylin blau gefärbte Tropfen, aus denen im Uterus die Schale gebildet wird. Innerhalb des Dotterstocks finden sich auch Zellen, die nur Schalentropfen enthalten, doch dies sind jedenfalls junge Stadien, da im Dottergang nur glykogenhaltige Zellen angetroffen werden.

In bezug auf den Glykogengehalt des Dotterstocks lassen sich nun bei den andern Trematodenarten noch zwei verschiedene Typen aufstellen. *Distomum cylindraceum* besitzt Dotterzellen (Fig. 5), die ganz dicht von kleinen Schalentropfen erfüllt sind und in den Zwischenräumen lassen sich geringe Mengen von Glykogen nachweisen. Deutlicher tritt dieses erst hervor, wenn im Anfangsteil des Uterus die Schalentropfen austreten und die früher fein verteilten Glykogenmengen zu der Zelle zusammenfließen (Fig. 6). Alle andern Formen aber: *Distomum cygnoides*, *Lecithochirium* (Fig. 7a) und auch *Dicrocoelium* (Fig. 7) bilden in den Dotterzellen nur Schalensubstanz in kleinen oder größeren Tropfen, Glykogen ist niemals vorhanden. Es muß hier im vorhinein bemerkt werden, daß die geringe Glykogenmenge in den Dotterzellen von *Distomum cylindraceum* für die Ernährung des Embryo auch nicht in Betracht kommt, da sie schon in den ersten Eistadien verschwunden ist. Somit wäre für *Dicrocoelium* und alle andern letztgenannten Formen im Gegensatz zu *Fasciola* und *Polystomum* festgestellt, daß ihre Dotterzellen kein Nährmaterial in Form von Glykogen den Eizellen zuführen, und die Frage nach ihrer eventuellen Nährfunktion muß demnach für diese Trematoden vorderhand ungeklärt bleiben. - Wir sehen also, daß trotz sehr naher Verwandtschaft bei zwei Tierformen ein und dasselbe Organ verschiedene Fähigkeiten haben, ein und derselbe physiologische Vorgang ganz verschieden vor sich gehen kann. Denn durch den verschiedenen Bau der Dotterzellen werden natürlich auch die Ernährungsbedingungen des Em-

bryo alteriert. Es ist dieser Fall ein typisches Beispiel dafür, wie sehr man sich vor Analogieschlüssen und Verallgemeinerungen hüten muß und dies wohl ganz besonders auf dem Gebiete der Physiologie, wo kleine Bedingungsänderungen, die uns vorderhand noch verborgen bleiben, den Organismus zu einer neuen Lösung eines Problems zwingen können.

c) Schalendrüse und Laurerscher Gang.

Als Schalendrüse bezeichnet man einen drüsigen Komplex, der um die Vereinigungsstelle von Ovidukt und Dottergang gelagert ist und bei allen darauf untersuchten Formen vorkommen soll. — Da nun die Bildung des Schalenmaterials als Funktion des Dotterstocks bewiesen wurde, so war damit der Zweck der früher so getauften Schalendrüse unverständlich geworden.

GOLDSCHMIDT (1909) meinte, daß die Drüsenzellen vielleicht ein Sekret absondern, in dem die Eier suspendiert sind, wobei es sich freilich auch um ein Nährsekret handeln könnte. v. HOFSTEN (1912), der auch bei Turbellarien die Bildung des Schalenmaterials im Dotterstock nachweist, hält es nicht für ausgeschlossen, daß das Schalendrüsensekret bei der Schalenbildung mitwirke oder daß von der Schalendrüse ein Ferment ausgeschieden werde, vermöge dessen die Schalentropfen aus den Dotterzellen austreten. — Die Glykogenuntersuchung konnte über diesen Punkt keinen näheren Aufschluß geben. Die Drüsenzellen liegen in einem feinmaschigen Parenchymnetzwerk, das selbstverständlich Glykogen enthält, die Drüsen aber sind frei davon. — Der Vollständigkeit halber sei auch konstatiert, daß in der Wand und im Lumen des LAURERSCHEN Ganges niemals Glykogen gefunden wurde.

d) Uteruseier.

Im Bereich der Schalendrüse und im anschließenden Anfangsteil des Uterus treffen Ei-, Dotterzellen und Spermatozoen zusammen und die befruchtete Eizelle wird je nach der Trematodenart mit einer bestimmten Anzahl Dotterzellen in die Schale eingeschlossen. Bei *Fasciola* und *Polystomum* hatte, wie wir sahen, die Oocyte einen kleinen Glykogenvorrat angesammelt; dieser wird offenbar vor den Reifeteilungen verbraucht, denn die Eizellen, welche innerhalb der Schale in Reifeteilung begriffen aufgefunden werden, sind frei von Glykogen. v. KEMNITZ konnte beobachten, daß im *Ascaris*-Ei nach dem Eindringen des Spermatozoons eine lebhaft Glykogenabnahme einsetzt, und zwar zunächst in unmittelbarer Umgebung des zerfallenden Glanzkörpers. v. KEMNITZ schließt daraus, daß das Spermatozoon dem Ei ein saccharifizierendes Ferment zuführt, durch

welches dem Ei die Möglichkeit gegeben wird, sein Reservematerial zu verarbeiten. Wenn nun bei *Fasciola* und *Polystomum* festgestellt werden konnte, daß die Eizelle im Ovidukt noch Glykogen besitzt, daß dieses aber im befruchteten Ei zur Zeit der Reifeteilungen verschwunden ist, so liegt die Vermutung nahe, daß auch hier die Spaltung des Eiglykogens durch ein bei der Besamung eingeführtes Ferment ermöglicht wird. — Bei diesen Trematoden wird der vollständige Abbau des Glykogens in der Eizelle reichlich wettgemacht durch den Reservevorrat, welchen die zahlreichen Dotterzellen (30—40 bei *Fasciola*) in das zusammengesetzte Ei mitbringen (Fig. 8). Bei der Embryonalentwicklung dürfte jedenfalls ein Abbau des in den Dotterzellen enthaltenen Glykogens stattfinden. Der Vorgang konnte hier nicht verfolgt werden, da die Entwicklung des Embryo erst nach Ablage der Eier einsetzt. Unter andern Bedingungen findet die Bildung des zusammengesetzten Eies bei den übrigen hier besprochenen Trematoden statt.

Bei *Distomum cylindraceum* treten glykogenfreie Oocyten mit je 5—6 Dotterzellen zusammen, die eine ganz geringe Glykogenmenge besitzen. Die Embryonalentwicklung beginnt hier schon innerhalb des Uterus und man sieht das Glykogen gleich während der ersten Furchungen verschwinden; die Dotterzellen selbst zerfallen sehr bald (Fig. 9). So findet man im mittleren Teile der Uteruswindungen einen vielzelligen, glykogenfreien Embryo, um den die zerfallenden Dotterzellen liegen, in der gelblich werdenden Schale eingeschlossen. Merkwürdigerweise tritt nun in älteren Eiern mit dunklerer Schale auf einmal Glykogen wieder auf (Fig. 10), und zwar scheint es an der Peripherie des Embryo dort sich vorzufinden, wo auch die degenerierenden Dotterzellen liegen; am äußeren Rande der homogenen Glykogenmasse finden sich oft flache Zellen, welche der Hüllmembran angehören. Die Lage des Glykogens ist jedenfalls auffallend und läßt vermuten, daß dasselbe hier innerhalb der degenerierenden Dotterzellen auftritt in ganz ähnlicher Weise, wie wir das später im Embryo der Anoplocephalinen werden beobachten können. Die Embryonen von *Distomum cygnoides* zeigen ganz dieselbe Entwicklung mit plötzlichem Auftreten von Glykogen um den Embryo.

Bei *Dicrocoelium*, wo eine glykogenfreie Oocyte mit 5—6 glykogenfreien Dotterzellen zusammentritt, sieht man in dem Anfangsteil des Uterus Eier, die nur einen vielzelligen Embryo und degenerierende Dotterzellen enthalten (Fig. 11). In den rücklaufenden Schlingen des Uterus tritt eine Änderung ein: der Embryo füllt nicht mehr den ganzen Schalenraum aus, er liegt in der Mitte, die Zellgrenzen verschwinden und statt der vielen Kerne erblickt man nur mehr vier oder schließlich zwei

stark mit Chromatin färbbare Klumpen (Fig. 12). LEUCKART (1886) gibt in seiner Beschreibung der Embryonalentwicklung von *Dicrocoelium lanceatum* ganz dieselben Bilder und gibt an, daß das Kernchromatin schließlich zu zwei großen »Körnerhaufen« verschmilzt. Jedenfalls ist es sehr auffallend, daß auf diesem Stadium der Embryo von einer homogenen Glykogenhülle eingeschlossen ist. Es sieht manchmal fast so aus, als ob das Glykogen im Embryo selbst enthalten wäre, was deshalb schwer zu entscheiden ist, weil die Schale in diesen Fällen schon sehr dick und dunkelbraun ist und die Eier beim Schneiden leicht herausspringen, so daß man dann keine Schnitte der Embryonen bekommt. Trotzdem glaube ich sagen zu können, daß das Glykogen außerhalb des Embryo gelegen ist, denn man sieht manchmal Glykogenschollen an der Hüllmembran liegen, welche auf diesem Stadium nach LEUCKARTS (1886) Beschreibung ganz an der Schale angedrückt ist; es würde somit das Glykogen zwischen Hüllmembran und eigentlichem Embryo, der nach LEUCKART sich noch eine Hülle erzeugt, gelagert sein. Es würde dies auch mit einer von MOULINIÉ gegebenen Beschreibung des Embryo übereinstimmen, die LEUCKART zitiert. Es wird hier von einer hellen »Substanzmasse« gesprochen, die den Zwischenraum von Schale und Embryo erfüllt und der eine mehr oder minder geschlossene Schicht fettartiger glänzender grober Körner eingelagert ist. Dieses Bild läßt sich gut durch die Glykogenanhäufung an dieser Stelle erklären. Wir sehen also auch bei *Dicrocoelium* Glykogen um den Embryo auftreten dort, wo die zerfallenden Dotterzellen gelegen sind, und auch hier taucht wie bei *Distomum cylindraceum* und *cygnoides* der Gedanke auf, ob das zerfallende Zellplasma nicht im Zusammenhang mit der Glykogenbildung steht. Wir werden später auf diesen Punkt noch zurückkommen müssen. Es wäre ja freilich auch möglich, daß das Glykogen sich hier aus Zucker aufbaut, obzwar eine derartige Polymerisierung innerhalb degenerierender Zellen nicht viel Wahrscheinlichkeit hat. Der Zucker könnte entweder aus dem Parenchym durch die Uteruswand und die jedenfalls eine Zeitlang permeable Schale in das Ei gelangt oder von den Dotterzellen eingeführt worden sein. Der Versuch, Zucker im Uterus oder in den Dotterzellen nachzuweisen nach einer von CHAMPEY (1911) angegebenen Methode mittels Reduktion von ammoniakalischem Silber ergab keine verwertbaren Resultate. — Der Zweck dieser verhältnismäßig großen Anhäufung von Reservekohlehydrat im Ei ist ganz klar: es dient jedenfalls dem *Miracidium* zur Ernährung während der Zeit zwischen Eiablage und Ausschlüpfen der Larve, eine Zeit, die ziemlich lang sein kann, da, wie LEUCKART angibt, das *Miracidium* von *Dicrocoelium* erst im Magen des Zwischenwirtes ausschlüpft. — Überblicken wir noch-

mals das Verhalten der Dotterzellen in den Uteruseiern der getrennt von *Fasciola* und *Polystomum* besprochenen Trematoden, so wird uns Folgendes deutlich: Wenn es uns früher unverständlich war — bei Betrachtung der Dotterzellen im Dotterstock und in den ersten Stadien der Uteruseier —, was für einen Zweck dieselben außer der Schalenbildung noch im zusammengesetzten Ei haben können, so sehen wir jetzt eine Möglichkeit, ihre Funktion und zwar auch als eine auf die Ernährung des Embryo gerichtete zu erklären. Es ist große Wahrscheinlichkeit vorhanden, daß mit dem degenerierenden Plasma der Dotterzellen die Bildung von Glykogen chemisch in Verbindung steht, und selbst wenn dies nicht der Fall sein sollte, so weist die Lage des Glykogens darauf hin, daß die Dotterzellen auch bei seiner Bildung aus Zucker vielleicht durch Einführung eines entsprechenden Ferments beteiligt sein müssen. Obwohl wir also im Bau der Dotterzellen verschiedene Typen und speziell Unterschiede zwischen *Fasciola* und *Dicrocoelium* fanden, so sehen wir doch, daß die Dotterzellen immer, wenn auch auf verschiedene Weise neben der Schalenbildung der Ernährung des Embryo dienen.

e) Hoden und Vas deferens.

DINGLER (1910) hat die Spermatogenese von *Dicrocoelium* untersucht und die Bilder, die er aus dem Hoden dieses Trematoden beschreibt, scheinen typisch für die ganze Ordnung zu sein. Die Entwicklung geht seiner Darstellung nach so vor sich, daß die Spermatocyten I. Ordnung in einer Rosette von 8 Zellen zusammenliegen, so daß schließlich nach den Reifeteilungen 32 Zellen eine Spermatomorula bilden. Werden nun die Spermafäden geformt, so bleibt jeder derselben von einer Plasmarröhre umschlossen. Die Fäden legen sich dann nach einer Seite aneinander und die Spermien scheinen nach rückwärts aus ihren Plasmahüllen zu schlüpfen. Denn es bleibt ein Restkörper übrig — der plasmatische Teil der Morula — und an ihm hängt eine »Locke« aus leeren, röhrenförmigen Plasmafortsätzen. Anfangs sind im Restkörper die Zellgrenzen noch deutlich zu sehen, dann verschwinden sie, das Röhrenbündel wird abgestoßen; in der Plasmamasse tritt Körnelung auf und schließlich Zerfall in eine Menge kleiner Körner. — Ich konnte nun ganz deutlich speziell bei *Fasciola* und *Dicrocoelium* sehen, daß auf dem Stadium des Körnigwerdens im Restkörper feine Glykogentröpfchen auftreten (Fig. 13). Außerdem fand ich im Hoden immer in der Nähe reifer Spermien mit BEST-Karmin rötlich gefärbte Fäden, deren Herkunft und Wesen ich mir anfangs nicht erklären konnte. Doch zeigte es sich, daß gelegentlich auch ganze »Locken« (Fig. 14) solcher (mit BEST) rotgefärbter Fäden auftreten konnten, wodurch der Schluß

nahegelegt wurde, daß dies die von den Spermien verlassenen Röhrenbündel sein müssen, in denen ebenso wie in den Restkörpern Glykogen auftritt. Wir haben hiermit einen klaren Fall gegeben, wo Glykogen plötzlich an Stellen nachweisbar wird, an denen Plasma degeneriert. — Die physiologische Bedeutung dieses Glykogens wird einem sofort klar, wenn man die Vasa efferentia und die Vesicula seminalis untersucht. Bei allen Formen (nur von *Polystomum* hatte ich zur Untersuchung dieser Verhältnisse nicht genug Material) liegen die Spermatozoen in diesen Organen und besonders in der Vesicula ganz in Glykogen eingebettet und heben sich auf BEST-DELAFIELD-Präparaten als blaue Fäden von einem roten Grund ab. Das Glykogen hat hier die Struktur von Fäden (Fig. 15), d. h. es ist den fadenförmigen Plasmafortsätzen eingelagert oder es ist in Form von Körnchen (Fig. 16) vorhanden, die entweder aus Restkörpern oder aus zerfallenen Fäden stammen können. Dieses Glykogen in den Vasa efferentia und in der Vesicula dient jedenfalls der Ernährung der Spermatozoen. Es gelangt auch noch mit den Spermien in den Uterus eines befruchteten Tieres, was ich besonders deutlich bei *Distomum cylindraceum* und *cygnoides* beobachten konnte, wo die Anfangsteile des Uterus gelegentlich ganz vollgepfropft von Sperma sind. Bei *Dicrocoelium* konnte ich auch Sperma mit Glykogenkörnchen im Lumen des Receptaculum seminis feststellen. — Es scheint übrigens allgemeiner verbreitet zu sein, daß Glykogen als Reservestoff zur Ernährung der Spermatozoen fungiert. v. KEMNITZ konnte bei *Ascaris* zeigen, daß das Vas deferens zellenartige, mit Glykogen erfüllte Anhänge besitzt, die in das Lumen hineinragen und für die Ernährung der Spermien jedenfalls von Bedeutung sind. Ganz ähnliche Verhältnisse scheinen auch bei Turbellarien zu existieren. Ich möchte hier bemerken, daß DR. GELEI, der die Glykogenspeicherung bei dieser Ordnung untersucht hat, mir mündlich von seinen Resultaten Mitteilung machte, da mir die ungarisch geschriebene Arbeit nicht zugänglich war. — *Dendrocoelum lacteum* besitzt Glykogen im Epithel des Vas deferens; ferner scheint hier aber auch eine merkwürdige Einrichtung zur Ernährung des Spermas im Receptaculum seminis getroffen zu sein. Dem Ovidukt, dessen Erweiterung das Receptaculum ist, sind riesengroße Zellen angelagert, die mit Glykogen vollgepfropft sind. GELEI ist der Ansicht, daß diese Zellen das Nährmaterial in Form von Zucker für die Spermien liefern, da er beobachten konnte, daß sich diese an der Mündung der Zellen ansammeln, ja sogar in sie hineinwandern können. DR. BUCHNER war ferner so freundlich, mir mitzuteilen, daß er bei Insekten, und zwar bei einer Blattlaus *Trepanosipho blattanoides* reichlich Glykogen in der Wand des Vas deferens

gefunden hat; ich überzeugte mich auf seinen Präparaten, daß hier der Glykogengehalt gerade des Vas deferens auffallend ist, da die übrigen Gewebe wenig davon enthalten. Schließlich sei noch erwähnt, daß BARFURTH (1885) auch Glykogen in den Geweben des Vas deferens von *Helix pomatia* gefunden hat.

B. Cestoden.

Auch die hier zu besprechenden Cestoden weisen in einem großen Teil ihrer Organe ein übereinstimmendes Verhalten gegenüber dem Glykogen auf. Nur in den Geschlechtsorganen, die ja auch die wichtigsten systematischen Unterschiede abgeben, ließen sich größere Verschiedenheiten in der Glykogenlagerung konstatieren. Darum sollen die erst-erwähnten Organe im allgemeinen die letzteren nach den einzelnen Gruppen getrennt behandelt werden.

1. Parenchym.

Über das Parenchym der Cestoden herrschen, wie schon erwähnt, ganz andre Ansichten als über dasselbe Gewebe bei den Trematoden. STIEDA, SOMMER-LANDOIS und LEUCKART vertraten zwar auch die Anschauung, daß das Parenchym der Cestoden aus großen Zellen oder aus zwei Zellarten bestehe, wie dies ähnlich auch bei Trematoden beschrieben worden ist. ZERNECKE (1896) aber definiert dieses Gewebe bei Cestoden als ein in einer homogenen Grundmasse liegendes reichverzweigtes Netz von Bindegewebszellen, deren Ausläufer von einer Scheide von Zwischen-substanz umhüllt sind. Die Hohlräume der Maschen seien von einer homogenen, unfärbbaren Flüssigkeit erfüllt. Er zitiert SCHMIDT und SCHNEIDER, die ähnliche Ansichten ausgesprochen haben. Dieselbe Auffassung scheinen auch BRAULT und LOEPER und BUSCH zu vertreten. — Betrachten wir nun die Glykogenlagerung im Cestodenparenchym, so bietet sich uns ganz dasselbe Bild dar, wie im Parenchym der Trematoden. In den hier sehr kleinen Maschen des Netzwerks liegt Glykogen in homogenen, die Masche meist ausfüllenden Schollen (Fig. 17) und dürfte so wohl der von ZERNECKE beschriebenen Flüssigkeit entsprechen. Wenn also der erwähnte Unterschied im Bau des Parenchyms bestünde, müßte das Glykogen bei Trematoden innerhalb der großen, blasigen Parenchymzellen, bei Cestoden aber extracellulär in Hohlräumen zwischen den verästelten Bindegewebszellen liegen. (Eine solche Verschiedenheit in der Glykogenlagerung ist von BRAULT und LOEPER einfach als Faktum konstatiert worden.) Abgesehen davon, daß eine derartige Verschiedenheit im Bau des Grundgewebes so nahe verwandter Ordnungen auffallen muß, so spricht gerade

die Glykogenlagerung dafür, daß es sich dort, wo das Glykogen liegt, in beiden Fällen um dasselbe Gewebelement, und zwar um Zellen handelt. Denn soviel ich sehen konnte, ist das Glykogen, wo immer es sich im Tierkörper ablagert, stets innerhalb von Zellen gebildet worden. Es ist dieser Satz auch von BARFURTH (1885) ausgesprochen worden, welcher dafür HOPPE-SEYLER zitiert. Es schienen sich mir anfänglich selbst Einwände gegen die Richtigkeit dieser Behauptung zu erheben dadurch, daß Glykogen, wie v. KEMNITZ fand, auch in den Spiculae von *Ascaris*, ferner nach BARFURTH, ARNOLD (1908) und LUBARSCH (1906) im Knorpel und nach BARFURTH im wachsenden Kaninchenhaar vorkommt. Doch diese Einwände werden hinfällig, wenn es sich herausstellt, daß bei *Ascaris* die Markschiechte der Spiculae, wo die Glykogenbrocken liegen, aus dem Plasma von vier Subcuticularzellen besteht, die am Grunde der Spiculumtasche gelegen, in die Höhlung der Spiculae hineinragen (VOLTZENLOGEL 1902), daß ferner Knorpelglykogen immer innerhalb der Knorpelzellen gebildet wird und daß das Glykogen beim wachsenden Kaninchenhaar stets in den Bildungszellen nachgewiesen wurde. ARNOLD erwähnt, daß es sich manchmal schwer entscheiden ließ, ob Glykogenkörnchen, die am Rande der Knorpelzellen lagen, sich noch innerhalb der Zelle oder pericellulär befanden, und er sieht solches pericelluläres Glykogen als Ausscheidungsprodukt der Zelle an. Davon kann im Parenchym nicht die Rede sein, weil ja das Glykogen ausschließlich in den »Hohlräumen« zwischen den Bindegewebszellen vorkommt. — Nach allem halte ich den Schluß für berechtigt, daß das Parenchym bei Cestoden und bei Trematoden insofern gleich gebaut ist, als es bei beiden blasige Zellen enthält, deren Plasma sich verändert hat, deren Kerne teilweise verschwunden sind und denen die Funktion zukommt, Glykogen aufzustapeln. Die Frage, ob nun bei Cestoden zweierlei Zellen, blasige und verästelte Bindegewebszellen, vorkommen, wie das LEUCKART beschrieben hat, soll hier nicht entschieden werden. Es sei nur erwähnt, daß es bei Cestoden tatsächlich den Anschein hat, als ob um die glykogenführenden Zellen noch verzweigte Zellelemente lägen. — Ich konnte bestätigen, daß, wie BRAULT und LOEPER und BUSCH gefunden hatten, in den Proglottiden mit beginnender Entwicklung der Geschlechtsorgane das Glykogen gleichmäßig in allen Parenchymaschen verteilt ist, daß es aber bei zunehmendem Wachstum des Uterus allmählich abnimmt. — Ein merkwürdiges Bild bietet das Parenchym in Proglottiden von *Calliobothrium coronatum*, in denen das Glykogen im Abnehmen begriffen ist (Fig. 18). In der Mitte der homogenen, eine Masche ausfüllenden Schollen findet sich oft eine runde, glykogenfreie Höhlung. Ich kann mir nicht denken, daß das Bild auf Fixation zurückzuführen ist, denn

es zeigen jüngere, an derselben Strobila hängende Glieder die normale, homogene Schollenstruktur. Da nun in diesen Parenchymzellen das Glykogen abgebaut wird, so sieht es aus, als ob die Saccharifizierung vom Mittelpunkt der Zelle aus beginnend nach außen fortschreiten würde. — Im Skolexparenchym ist sehr wenig Glykogen enthalten. Nur die Saugnäpfe der Anoplocephalinen und die Bothridien von *Calliobothrium* besitzen viel Glykogen, ebenso fiel mir auf, daß die kleinen Kopfpapfen von *Anoplocephala perfoliata* aus feinmaschigem, sehr glykogenhaltigem Parenchym bestehen. — Bei *Anoplocephala perfoliata* scheint die Rindenschicht glykogenreicher zu sein als die Markschieht, was BRAULT und LOEPER auch bemerkt haben. Es wäre hier auch noch der sterilen Endglieder von *A. perfoliata* Erwähnung zu tun, die KAHANE (1880) beschreibt. Er fand von *A. perfoliata* Exemplare, die hinten breit und solche, die spitz mit schmälere Proglottiden enden. Die letzten Glieder der zugespitzten Formen sind steril und KAHANE ist der Ansicht, daß jeder Skolex anfänglich eine Reihe steriler Glieder erzeugt, die sich später ablösen, wodurch dann die breit abgestutzten Formen entstehen. Ich konnte das Vorkommen derartig verschiedener Exemplare bestätigen und fand, daß die sterilen Glieder glykogenärmer, die letzten zwei meist ganz glykogenfrei sind. Dies deutet ebenso wie die Glykogenabnahme in den reiferen Proglottiden darauf hin, daß das Glykogen im Parenchym hauptsächlich von Bedeutung für die Entwicklung der Geschlechtsorgane ist.

2. Muskulatur.

Durch WILL (1893) und ZERNECKE (1896) wurde festgestellt, daß die Muskeln der Cestoden sich auch auf einen nematoiden Typus zurückführen lassen. Die Muskelfasern werden von Myoblasten gebildet, die immer mit ihnen durch plasmatische Fortsätze in Verbindung bleiben; diese Fortsätze treten an einer Stelle in die Fasern ein und gehen hier in die plasmatische Markschieht derselben über. — Auch in der ganzen Muskulatur der Cestoden in den Ring-, Längs-, Transversal- und Dorso-ventralmuskeln der Proglottiden und in der speziellen Muskulatur des Skolex und der Saugnäpfe finden wir die Muskelfasern von dichtem Parenchym umspinnen, in dessen Maschen (besonders in der Muskulatur der Proglottiden und der Saugnäpfe) reichlich Glykogen gelagert ist, jedenfalls zur Ernährung der Muskelfasern bestimmt (Fig. 19). Das Glykogen der Myoblasten stellt der Beobachtung ebensolche Schwierigkeiten entgegen wie bei Trematoden. In einzelnen Fällen konnte es in geringen Mengen festgestellt werden. Im Sarcoplasma der Fasern habe ich jedoch keines entdecken können.

3. Subcuticula und Cuticula.

ZERNECKE (1896) hat die schon von älteren Autoren geäußerte Ansicht bestätigt, daß auch bei Cestoden die Subcuticula ein in die Tiefe gerücktes Epithel sei, als dessen Abscheidungsprodukt die Cuticula anzusehen ist. Die Cuticula und auch die im Parenchym eingelagerten Subcuticularzellen fand ich glykogenfrei (Fig. 19).

4. Faserstränge bei *Caryophyllaeus*.

Bei *Caryophyllaeus mutabilis* finden sich merkwürdige, faserige Zellstränge, die in der Mitte des Körpers zwischen Hoden- und Dotterstockfollikeln gegen das Vorderende zu verlaufen. WILL (1893) hat sie beschrieben und MRÁZEK (1901) gab ihnen die Deutung als Reste »des früheren Verdauungssystems«. Die Faserzellen enthalten Glykogen in ganz feinen Körnchen und heben sich dadurch auf BEST-DELAFIELD-Präparaten sehr deutlich vom Parenchym ab (Fig. 20). Es fiel mir auf, daß das Glykogen dieser Zellen der Speichelverdauung besonders lange Widerstand leistet.

5. Exkretionssystem.

Neben den speziellen Anatomien der betreffenden Cestoden behandelt das Exkretionssystem der Cestoden die Arbeit von BUGGE (1902). Die Wände der alle Proglottiden durchlaufenden Längsstämme erwiesen sich als durchwegs frei von Glykogen und im Parenchym waren auch nicht Besonderheiten in der Ansammlung des Glykogens um die Exkretionsgefäße zu bemerken.

6. Nervensystem.

Außer speziellen Darstellungen ist auch für dieses Organsystem auf die Untersuchung von ZERNECKE (1896) zu verweisen. Ich habe weder in den Fasern der Längsstränge noch in den Ganglienzellen des Skolex Glykogen nachweisen können.

7. Geschlechtsapparat.

a) *Anoplocephala*.

Beschreibungen der Geschlechtsorgane von *Anoplocephala perfoliata* finden sich in den Anatomien dieses Cestoden von KAHANE (1880) und von ZSCHOKKE (1886—89), der auch *Anoplocephala mamillana* behandelt. Über die Embryonalentwicklung von *A. plicata* und *A. mamillana* berichten die Arbeiten von SAINT-RÉMY (1900) und JANITZKI (1907). Die Schmalgliedrigkeit dieser Cestoden drückt sich besonders charakteristisch

in der Lagerung der Geschlechtsorgane aus: die Hodenfollikel liegen wie in einer Ripse am gerade verlaufenden Vas deferens aufgereiht und der Uterus zieht sich quer durch die Proglottis. Die Geschlechtsmündungen liegen alle auf demselben Seitenrande. Die drei untersuchten Vertreter der Gattung *Anoplocephala* stimmen sowohl im Bau der Geschlechtsorgane und der Art der Embryonalentwicklung als auch in der Lagerung des Glykogens in diesen Organen und im Embryo überein.

c) Ovarien und Eiweißdrüse.

Die Eizellen enthielten in allen Entwicklungsstadien kein Glykogen.

In der Eiweißdrüse trifft man auf Zellen, die einen stark lichtbrechenden Inhalt und einen randständigen halbmondförmigen Kern besitzen. Auf BEST-DELAFIELD-Schnitten färbt sich der Zellinhalt in einem von der sonstigen DELAFIELD-Farbe abweichenden Violett, das mich anfangs vermuten ließ, daß hier neben einer andern Substanz auch noch Glykogen vorliegen könnte. Doch Verdauungsversuche und Jodprobe ergaben kein Resultat, nach dem sich auf Glykogen schließen läßt.

β) Uteruseier.

Der kleine Schalendrüsenskomplex erwies sich als frei von Glykogen. — Die Eizellen werden von den durch die Vagina und das Receptaculum seminis eindringenden Spermatozoen befruchtet und treffen im Bereiche der Schalendrüse mit den Zellen der Eiweißdrüse zusammen, worauf sie in den Uterus gelangen. Hier geht nun die Embryonalentwicklung noch innerhalb des Bandwurmkörpers bis zur Oncosphaera vor sich. — BRAULT und LOEPER erwähnen, daß in den Eiern eine (bei Jodfärbung) bräunliche Masse vorhanden sei, und BUSCH berichtet, daß in den Eiern Glykogen in geringer Menge vorkommt. Eine nähere Betrachtung zeigt aber, daß die Verhältnisse doch etwas komplizierter liegen. In den Proglottiden, deren Uterus am Beginne der Entwicklung steht, ist derselbe ganz von jungen Embryonen erfüllt, deren Zellen ziemlich viel Eiweißdotter enthalten, aber ganz frei von Glykogen sind, was auch leicht begreiflich ist, da die Eizelle kein Glykogen enthält und ihr auch keine glykogenhaltigen Dotterzellen beigegeben werden. Über die eigentliche Funktion der Eiweißdrüsenzellen wird eine andre Arbeit aus dem hiesigen Institut demnächst Aufschluß geben. SAINT-RÉMY und JANITZKI beschreiben, daß eine Dotterzelle (entspricht der Eiweißdrüsenzelle) immer mit einer Eizelle zusammentritt. Wenn der Embryo eine gewisse Größe erreicht hat — SAINT-RÉMY beschreibt für dieses Stadium etwa 25 Embryonalzellen — beginnt die Differenzierung der für die Anoplocephalinen so charakteristischen Embryonal-

hüllen. SAINT-RÉMY führt die Entwicklung der äußeren und der inneren Hülle auf zwei Zellgruppen von je zwei und drei Zellen zurück, die sich schon früh differenzieren und von denen die zwei Zellen, welche als Bildnerinnen der äußeren Hülle zu bezeichnen sind, sich besonders bei der Verarbeitung des Dotters betätigen. SAINT-RÉMY beschreibt, wie bei *Anoplocephala plicata* und *mamillana* aus den drei dicht um den Embryo gelegenen Zellen eine umhüllende Plasmazone und schließlich eine chitinöse Hohlkugel wird, die an der dem Vorderende des Embryo entsprechenden Seite zwei kegelförmige Auswüchse trägt, die sich in lange, verzweigte Fortsätze ausziehen — den merkwürdigen »appareil piriforme« der Anoplocephalinen. Ferner zeigt SAINT-RÉMY, daß die zwei großen, peripher liegenden Zellen eine dicke, ebenfalls chitinöse äußere Hülle bilden, wobei die Kerne und das Plasma der Zellen zu einer granulösen Masse degeneriert.

Es läßt sich nun leicht beobachten, daß in Eiern, die im Begriffe sind, die beiden Hüllen zu bilden, zwischen innerer und äußerer Schale Glykogen auftritt (Fig. 21), das mit dem Wachsen des Eies auch an Masse zunimmt. Ich glaube sicher, daß die »albuminoide, körnige Substanz« oder die »granulöse Masse«, die SAINT-RÉMY zwischen den beiden Hüllen beschreibt, zum größten Teil aus Glykogen besteht, das ich hier auch immer in groben Körnern gelagert fand (Fig. 22). Dieser reiche Glykogenvorrat, in dem der Embryo samt seiner Hülle liegt, ist jedenfalls zu dessen Ernährung bestimmt, wobei natürlich angenommen werden muß, daß die innere Schale für Zucker permeabel ist. Auch JANITZKI meint, die äußere Hülle müsse wohl nutritorische Funktionen gegenüber dem Embryo haben, da die Makromeren, aus denen sie entsteht, den meisten Dotter mit sich führen. Diese Ansicht wird durch die Glykogenbefunde bestätigt, wenn freilich auch in anderer Weise, als es sich JANITZKI vorgestellt hat: denn wir sehen in dem zerfallenden Plasma mit dem aufgenommenen Dotter ein Reservekohlehydrat auftreten. Hierbei sei nochmals auf die analogen Resultate bei Trematoden in den Uteruseiern von *Distomum cylindraceum* und *Dicrocoelium* verwiesen. — Auf Eisenhämatoxylinpräparaten, die mir DR. BUCHNER freundlichst zur Verfügung gestellt hatte, machte es mir ganz den Eindruck, als ob sich die feinen Verästelungen, die von den Höckern des birnförmigen Apparats ausgehen, an der Innenseite der äußeren Schale inserieren und so den Embryo innerhalb der Schale frei aufhängen würden (Fig. 23). Als Funktion dieser verästelten Fäden wurde von SAINT-RÉMY angenommen, daß sie den Embryo an der Wand des Wirtsdarmes festzuhalten hätten, damit die Larve Zeit gewinnt, auszuschlüpfen. — Schließlich ließ sich noch feststellen, daß auf Schnitten, die das fertige

Ei mit beiden vollentwickelten Hüllen zeigen und auf denen der Embryo selbst angeschnitten ist, dieser selbst auch Glykogen in feinen Körnchen enthält (Fig. 22). Dieses Glykogen ist jedenfalls aus Zucker aufgebaut, der wiederum dem Glykogen der äußeren Hülle entstammt und dürfte dem Embryo als Reserve für die Zeit nach dem Verlassen der Hüllen dienen.

γ) Hoden.

Von den männlichen Organen ist zu konstatieren, daß die meist nur in den ersten Proglottiden gelegenen Hoden niemals Glykogen aufwiesen; ebenso konnte ich niemals im Inhalte des Vas deferens und der Vesicula seminalis Glykogen entdecken; auch das Lumen der Vagina und des Receptaculum seminis waren frei davon.

b) bei *Calliobothrium coronatum*.

Eine Beschreibung dieses Cestoden gibt ZSCHOKKE (1886—89). *Calliobothrium* steht durch den Bau seiner Geschlechtsorgane den Bothriocephalen insoferne näher, als es Dotterstöcke in der Rindenschicht besitzt und bei reifen Gliedern eine Uterusmündung in der Medianebene besitzt. Die Mündungen des Cirrus und der Vagina liegen randständig auf beiden Seiten, doch meist in mehreren aufeinanderfolgenden Gliedern auf derselben Seite.

α) Ovar und Dottersack.

Die Ovocyten dieses Cestoden sind durch einen großen Dotterkern ausgezeichnet (Fig. 25). Glykogen fand ich auf keinem Stadium der Eizellen. Die Dotterstöcke zeigen ein ähnliches Bild wie bei Trematoden. Die ausgewachsenen Dotterzellen sind erfüllt von vielen kleinen Tropfen, deren Bedeutung jetzt im zoolog. Institut München untersucht wird. Zwischen diesen Tröpfchen kann man ganz feine Glykogenkörnchen nachweisen (Fig. 24). Im Anfangsteil des

β) Uterus

fand ich oft zerfallene Dotterzellen, an denen sich Kerne, lichtbrechende Tröpfchen und Glykogenkörnchen deutlich erkennen ließen (Fig. 26). Der Embryonalentwicklung konnte ich hier nicht nachgehen, da ich nicht das geeignete Material hatte. Bei *Calliobothrium* lösen sich nämlich frühzeitig kleine Proglottidenketten los, in denen erst die Embryonalentwicklung beginnt; dieses Material war mir leider beim Sammeln entgangen. Vereinzelte Furchungskugeln, die ich in frühen Uterusstadien vorfand, enthielten kein Glykogen wie die analogen Stadien bei *Anoplocephala*.

γ) Hoden und Vas deferens.

In den Spermatogonien und Spermatoocyten konnte ich wie überhaupt im Hoden niemals Glykogen nachweisen; es enthalten dieselben jedoch plasmatische Körper, die sehr an die Restkörper bei Trematoden erinnern. Das Vas deferens, das die Proglottis in großen Windungen durchzieht, enthält auffallenderweise zwischen den Spermafäden feine Glykogenkörnchen, die jedenfalls wie bei Trematoden der Ernährung der Spermien dienen dürften (Fig. 27). Ich konnte die Herkunft dieses Glykogens aus den Restkörpern nicht verfolgen, jedoch halte ich dieselbe auch hier für sehr wahrscheinlich.

c) bei *Caryophyllaeus mutabilis*.

Caryophyllaeus steht als Vertreter der Cestodarien auch im Bau der Geschlechtsorgane den Trematoden am nächsten.

Die Anatomie von *Caryophyllaeus* findet sich bei WILL (1893). Die Ovarien, die Schalendrüse, der Uterus und die sich kurz vor der Mündung mit dem Uterus vereinigende Vagina liegen im hinteren Abschnitt des Körpers, der vordere Teil ist erfüllt von Hoden- und Dotterstockfollikeln und dem langen Vas deferens, das im zweiten Drittel durch den Cirrus neben der weiblichen Geschlechtsöffnung mündet.

α) Ovar, Dotterstöcke und Uterus.

Auch hier ließ sich in den Eizellen kein Glykogen nachweisen. Die Dotterstöcke zeigen die größte Ähnlichkeit mit denselben Organen bei *Fasciola hepatica*. Auch bei *Caryophyllaeus* finden wir die Entwicklung junger, glykogenfreier Dotterzellen zu großen, glykogenreichen Zellen, welche den Eizellen Reservestoffe zuführen. Über die weitere, schalenbildende Funktion des Dotterstockes soll die schon zitierte Arbeit von MÜLLER berichten. — Die Entwicklung der Dotterzellen ist aber bei *Caryophyllaeus* von ganz besonderem Interesse, weil hier der bemerkenswerte Fall eintritt, daß sich auch der Kern an der Glykogenspeicherung beteiligt. Wir finden im Dotterstock junge Zellen mit einem ziemlich großen Kern. Diese Zellen wachsen und nun machen sich Veränderungen in ihnen bemerkbar (Fig. 28, 29). Das Plasma bekommt ein lockeres Gefüge, es wird nur in einzelnen Granulasträngen fixiert, der Kern färbt sich mit BEST-DELAFIELD dunkelviolet und sein Chromatin ballt sich zusammen. Auf weiteren Stadien hat sich im Zellplasma Glykogen in Körnern und Brocken abgelagert, im Kern liegt peripher gegen die Kernmembran gedrückt ein anfänglich breiterer, später ganz schmal werdender Ring aus Nucleolarsubstanz, dem das Chromatin in Form eines Klum-

pens eingelagert ist, das Zentrum des Kerns aber ist von einer Glykogenkugel erfüllt. Daß es sich hier um Glykogen handelt, ist durch verschiedene Glykogenfärbungen (BEST und Gallustinte) und mittels der Jod- und Speichelverdauungsproben unzweifelhaft gemacht. Den dunkelvioletten Kern mancher Dotterzellen halte ich für ein Zwischenstadium, wo das in geringen Mengen schon aufgetretene Glykogen mit der DELAFIELD-farbe der Nucleolarsubstanz einen violetten Ton ergibt. — Diese eigenartige Umwandlung des Kerns erinnert stark an die Veränderungen, welche jene Kerne der Amöbe *Pelomyxa* erleiden, die zu Glanzkörpern werden. GOLDSCHMIDT (1905) hat die Glanzkörper der *Pelomyxa* aus sich auflösenden Kernen abgeleitet und seine noch unveröffentlichten Beobachtungen sind von EHRLICH (1909) und v. KEMNITZ (1912) referiert worden. Da außerdem STOLC (1900) gezeigt hatte, daß diese Glanzkörper größtenteils aus Glykogen bestehen, so haben wir hier einen Fall, wo im Kern das Chromatin zusammengeballt, an die Kernmembran gedrückt und schließlich ausgestoßen wird, während offenbar innerhalb der Nucleolarsubstanz eine Bildung von Glykogen vor sich geht. Ganz wie im Dotterzellkern bei *Caryophyllaeus*, wo nur die vollständige Eliminierung der Chromatinklumpen nicht beobachtet werden konnte. Auf BEST-DELA-FIELD-Schnitten, die ich von *Pelomyxa* anfertigte, läßt sich deutlich die Ähnlichkeit im Glykogenbilde erkennen (Fig. 30). — Außerdem hat Herr BRAMMERTZ, wie er mir mündlich mitteilte, einen ganz analogen Fall in den Dotterkernen des in Entwicklung begriffenen Bieneneies gefunden. Hier zeigen sich in den Kernen, die während der Blastodermbildung im Innern des Eies liegen bleiben, Veränderungen, die damit enden, daß im Kern Glykogenkörnchen auftreten. — Die von BOTT (1907) angezweifelte Entstehung der Glanzkörper von *Pelomyxa* aus Kernen hat durch diese Beobachtungen bei *Caryophyllaeus* und im Bienenei sicher noch an Wahrscheinlichkeit gewonnen. — Die Frage nach dem Kernglykogen ist schon vielfach diskutiert worden und in letzter Zeit haben viele Autoren, wie EHRLICH P. (1883), BARFURTH (1885), FICHERA (1904), GIERKE (1905, 1907) und ARNOLD (1909) die Überzeugung ausgesprochen, daß im Kern niemals Glykogen vorkommt. Die gegenteiligen, jedenfalls unzulänglichen Angaben KLEESTADTS sind bereits von v. KEMNITZ (1912) zurückgewiesen worden, welcher obigen Satz bei *Ascaris* auch bestätigen konnte. Wenn wir nun in den beschriebenen Fällen Kerne fanden, welche verschiedene Veränderungen durchmachten und schließlich eine beträchtliche Menge Glykogen innerhalb der Kernmembran aufstapelten, so wird dadurch die Behauptung, daß der Kern stets glykogenfrei sei, eine Abänderung erfahren müssen.

Ich bin auch der Ansicht, daß in funktionierenden Kernen niemals Glykogen auftritt; in untergehenden Kernen jedoch konnte Glykogen nachgewiesen werden und es dürften sich noch mehr solcher Fälle aufzeigen lassen. — Vielleicht handelt es sich auch in dem von v. KEMNITZ angezweifelte Falle, wo R. EHRLICH (1909) Glykogen in einem Kerne einer *Ascaris*-Darmzelle beschreibt, um einen derartigen zugrunde gehenden Kern. — Die Dotterzellen von *Caryophyllaeus* sind jedenfalls Nährmaterial, und so werden sie samt ihren Kernen zu Reservestoff umgewandelt. Auf die chemisch noch ungeklärte Bildung des Glykogens aus dem Eiweiß der Nucleolarsubstanz müssen wir noch in der Zusammenfassung zurückkommen.

Im Uterus von *Caryophyllaeus* werden wie bei *Fasciola* mehrere Dotterzellen (mit Plasma- und Kernglykogen) mit einer Eizelle in eine Schale eingeschlossen; das Glykogen dürfte während der Embryonalentwicklung aufgebraucht werden (Fig. 31).

β) Hoden.

Über die Verhältnisse im Hoden kann hier nichts Abschließendes gesagt werden, da mir nur reife Tiere mit starker Eiproduktion zur Verfügung standen, deren Hoden durchwegs in Degeneration begriffen schienen und deren Vas deferens und Vesicula seminalis ich frei von Spermatozoen fand. Es fiel mir auf, daß in den Hodenfollikeln, deren Spermatocyten degenerierten, feine Glykogenkörnchen auftraten wie in den Restkörpern des Trematodenhodens.

C. Hungerversuche.

Mit den meisten zur vorliegenden Untersuchung verwandten Parasiten wurden auch Versuche angestellt, sie außerhalb des Wirtes lebend zu erhalten, um durch Hungern oder Zuführen von Zucker eventuell Veränderungen im Bilde des Glykogenstoffwechsels hervorzurufen. Leider führten diese Versuche trotz häufiger Wiederholung und Anwendung verschiedener Bedingungen nicht zu ausgiebigen positiven Resultaten. Einmal bestätigte sich, daß die Parasiten aus Warmblütern, wie *Fasciola*, *Dicrocoelium* und die Pferdebandwürmer sich nur ganz kurz lebend erhalten ließen (WEINLAND hatte bei ähnlichen Versuchen [1910] dieselben schlechten Erfahrungen gemacht) und als dann, um die Schwierigkeit der gleichmäßigen Temperaturerhaltung zu vermeiden, Parasiten aus Fischen (*Lecithochirium nud* *Calliobothrium*) und aus Fröschen (*Distomum cylindraceum*) verwendet wurden, stellte sich heraus, daß sich diese zwar 6—7 Tage in physiologischer NaCl-Lösung lebend erhalten lassen, daß aber gar

keine Veränderung im Glykogengehalt der Gewebe nach dieser Zeit zu konstatieren ist. — Bei den Experimenten mit den Parasiten aus Warmblütern wurde anfänglich dasselbe Verfahren, das WEINLAND (1901) und v. KEMNITZ bei *Ascaris* angewandt hatten, in Verwendung gebracht. *Fasciola*, *Dicrocoelium* und *Anoplocephala perfoliata* wurden in verschlossenen Gefäßen (mit CO₂-Durchlüftung), die mit 1% NaCl-Lösung gefüllt waren, im Dunkeln bei einer Temperatur von 37° gehalten. Bei diesem Verfahren gingen die Tiere sehr schnell ein und es schien mir, als ob speziell bei den Trematoden die CO₂-Durchlüftung nicht günstig gewirkt hätte.

Etwas bessere Resultate wurden mit *Fasciola* und *Dicrocoelium* erzielt, wenn diese Parasiten in einer ganz zuckerfreien Nährbouillon, die alle 8 Stunden gewechselt wurde, bei 37° im Dunkeln gehalten wurden. Die Tiere blieben zwar auch nur höchstens 33 Stunden lebend, jedoch genügte die Zeit, um eine deutliche Abnahme des Glykogens im Körper hervorzurufen. Bei vier verschiedenen Exemplaren von *Fasciola* und zwei Formen von *Dicrocoelium*, die 25—33 Stunden gehungert hatten, war auf der Bauchseite das Glykogen im Parenchym verschwunden; ebenso hatte es im Parenchym der Seitenränder, wo sich Rücken- und Bauchseite einander nähern, abgenommen. Über eine Abnahme in den Dotterstöcken von *Fasciola* möchte ich kein bestimmtes Urteil abgeben, weil Differenzen im Glykogengehalt bei der geringen Anzahl der in Betracht kommenden Tiere auch auf individuellen Unterschieden hätten beruhen können.

Das Verschwinden des Glykogens gerade auf der Bauchseite der Trematoden und in den Seitenrändern dürfte am ehesten durch eine stärkere Beanspruchung der ventralen und der in den Seitenteilen befindlichen Muskulatur zu erklären sein. Ich konnte beobachten, daß tatsächlich in der Bewegungsart der Tiere sehr häufig Krümmungen, welche durch die Bauchmuskulatur hervorgerufen sein müssen, sowie Kräuselung der Seitenränder vorkommen. Das Glykogen ist als Quelle der Muskelkraft ja jetzt ziemlich allgemein anerkannt und für *Ascaris* wird es von WEINLAND (1901) und v. KEMNITZ ganz speziell als Energiequelle in Anspruch genommen.

Die Anoplocephalinen halten sich fast noch schlechter als die Trematoden, es treten bei ihnen bald Quellungerscheinungen auf und auch in Nährbouillon konnten keine besseren Resultate erzielt werden. — Bei den übrigen Parasiten aus Kaltblütern ist natürlich das Verfahren der Lebenderhaltung wesentlich einfacher. *Lecithochirium*, *Distomum cylindraceum* und *Calliobothrium* hielten sich in 0,75% und 1% NaCl-Lösung,

die alle Tage gewechselt wurde, 6—7 Tage lang. Auch in 2%—4% Lösungen von Dextrose und Maltose in physiologischer NaCl-Lösung blieben *Distomum cylindraceum* und *Calliobothrium* ebenso lange lebend. — Wie schon erwähnt, ergab aber die histologische Untersuchung gar keinen Unterschied zwischen dem Glykogengehalt normaler Tiere und solcher, die 6—7 Tage gehungert hatten, sodaß natürlich auch nicht durch morphologischen Vergleich konstatiert werden konnte, ob die in Zuckerlösung gehaltenen Tiere Zucker aufgenommen und zum Aufbau von Glykogen verwendet hatten. Der Umstand, daß sowohl bei verschiedenen Trematoden als auch bei Cestoden aus Kaltblütern durch siebentägiges Hungern keine merkbare Veränderung in dem Reservevorrat an Glykogen vor sich geht, scheint mir immerhin auffallend und ich kann mir vorderhand keine andre Erklärung denken, als daß die niedrigere Körpertemperatur unter derartigen anormalen Verhältnissen, wie es schließlich der Aufenthalt in physiologischer NaCl-Lösung außerhalb des Wirtes bedeutet, einen langsameren Verlauf der Stoffwechselvorgänge ermöglicht.

IV. Zusammenfassung und Vergleich mit der Glykogenmorphologie bei *Ascaris* und bei Turbellarien.

Wenn wir nun noch kurz die Glykogenverteilung bei Trematoden und Cestoden überblicken wollen, so ist es vielleicht von Interesse, zum Vergleich die Glykogenmorphologie von *Ascaris* (v. KEMNITZ 1912) und von einem Turbellar (GELEI 1909) heranzuziehen. — Bei *Ascaris* wird der in der Nahrung enthaltene Zucker gleich in den Darmzellen zu Glykogen aufgebaut, ebenda findet aber auch der Abbau wieder statt, denn das Isolationsgewebe, das sich zwischen dem Darmrohr und der Muskulatur ausbreitet, ist ganz frei von Glykogen, führt aber Zucker, den es jedenfalls vom Darm zu den übrigen Organen leitet. Aus ihm beziehen die Muskeln, die Subcuticula, die Seitenlinien, die Gonaden und deren Ausführungsgänge das Material zum Aufbau ihres Glykogens. — Anders liegen die Verhältnisse bei Trematoden und Cestoden. Zucker dürfte wohl auch diesen Parasiten direkt in der Nahrung zur Verfügung stehen. *Fasciola* und *Dicrocoelium* können ihn aus dem Blute, von dem sie sich, wie jetzt allgemein angenommen wird (JORDAN 1913), ernähren, beziehen, die darmparasitisierenden Trematoden, sowie die Cestoden wohl ähnlich wie *Ascaris* aus dem Darminhalte ihrer Wirte. Die Frage, ob die Nahrungsaufnahme bei Trematoden auch durch die Körperoberfläche vor sich gehen könne, ließ sich leider experimentell nicht beantworten; es konnte

nur konstatiert werden, daß sich *Distomum cylindraceum* in einer 2 bis 4%igen Zuckerlösung 6—7 Tage lebend erhalten ließ. Für die Cestoden ist man ja allgemein der Ansicht, daß die Nahrung diffus von der ganzen Körperoberfläche aufgenommen wird (JORDAN 1913); aus der Glykogenverteilung im Körperparenchym ergab sich kein genauere Beweis dafür. — Bei Trematoden, die ja noch einen Darm besitzen, muß nun der Gang des Glykogenstoffwechsels, so viel wir sehen konnten, folgender sein: Der mit der Nahrung in den Darm gelangte Zucker wird in den Darmzellen resorbiert, passiert dieselben unverändert und gelangt in die Zellen des Parenchyms. Hier wird er zu Glykogen aufgebaut und das Parenchym mit seinen ganz von Glykogen erfüllten Zellen bildet gewissermaßen eine Vorratskammer für alle Organe, die darin eingebettet liegen. In der Umgebung der Organe wird jedenfalls nach Bedarf Glykogen in Zucker umgewandelt, der entweder von den Organen direkt verbraucht wird, wie das in den Muskelfasern, in der Subcuticula, dem Nervensystem und in den Epithelien der Geschlechtsausführgänge der Fall sein dürfte, oder an anderer Stelle in den Ovarien von *Fasciola* und *Polystomum*, in den Dotterstöcken von *Fasciola*, *Polystomum* und *Distomum cylindraceum*, und in den Myoblasten und Drüsenzellen wieder als Glykogen aufgespeichert wird. Ganz einen ähnlichen Verlauf können wir bei Cestoden erschließen mit dem Unterschiede, daß hier der Nahrungszucker, wie schon erwähnt, durch die Cuticula ins Parenchym gelangen dürfte. — Über den weiteren Gang des Kohlehydratstoffwechsels bei Trematoden und Cestoden und darüber, ob hier auch eine Spaltung in eine niedere Fettsäure und CO_2 vorkommt, ist nichts Näheres bekannt. WEINLAND (1910) spricht die Vermutung aus, daß es bei Trematoden der Fall sein könnte, weil im anoxybiotischen Versuch bei H-Respiration CO_2 abgegeben wurde und das Außenwasser schwach sauer war. Für Cestoden liegen keine Anhaltspunkte vor. Bevor ich noch auf einen wichtigen Punkt im Glykogenstoffwechsel eingehe, mögen hier die Befunde bei *Dendrocoelum lacteum* zusammenfassend besprochen werden. GELEI fand, daß auch bei diesem Turbellar viel Glykogen in den Darmzellen gespeichert ist; ferner enthalten speziell die blasigen Zellen des Bindegewebes, die aber nur einen Teil desselben ausmachen, Glykogen. Im übrigen konnte dieses Kohlehydrat in den Myoblasten, im Sarcoplasma der Muskelfasern und in geringen Mengen in den Ganglienzellen, reichlich in den Dotterzellen, in den Oocyten, in den Spermatiden, in der Wand des Vas deferens und in den großen Zellen des Ovidukts, sowie in den Epidermiszellen nachgewiesen werden. — Es scheint bei Turbellarien das Bindegewebe nicht in dem Maße Glykogen zu speichern, als dies im Parenchym der Trematoden der Fall ist, denn

die blasigen Zellen, welche hier dem ganzen Gewebe den speziellen Charakter verleihen, sind dort nur zum Teil vertreten. Da GELEI selbst eine andre Art Bindegewebszellen als stoffleitend bezeichnet, so halte ich es für möglich, daß das Bindegewebe der Turbellarien außer der Funktion Reservestoff zu stapeln auch noch den Zweck hat, den aus dem Darmglykogen stammenden Zucker andern Organen zuzuführen. — Im Vorhergehenden wurde stets von der Bildung des Glykogens aus Zucker gesprochen. Immerhin sind uns im Verlauf dieser Arbeit Tatsachen aufgestoßen, die stark für eine andere Entstehungsweise des Glykogens, und zwar aus Eiweiß sprechen. Wir sahen, wie im Kern der Dotterzellen von *Caryophyllaeus* unter Veränderung der Nucleolar- und chromatischen Substanz eine Glykogenkugel entstand, und analoge Fälle konnten in den Glanzkörpern von *Pelomyxa* und in den Dotterkernen des Bieneneies angeführt werden. Ferner zeigten sich in den degenerierenden Restkörpern des Trematodenhodens sowie im Vas deferens von *Calliobothrium* Glykogenkörnchen; auch in den offenbar in Degeneration befindlichen *Caryophyllaeus*-Hoden war Glykogen nachzuweisen und ebenso wäre noch zu erwähnen, daß auch bei *Dicrocoelium* beobachtet werden konnte, wie in nicht mehr normal aussehenden Hoden bedeutend mehr Glykogen zu finden war als in solchen mit normaler Entwicklung. Schließlich mußte auch in den Embryonen enthaltenden Eiern der Anoplocephalinen sowohl wie einiger Trematoden ein auffallender Zusammenhang mit zerfallenden Hüll- bzw. Dotterzellen bemerkt werden.

Unter Chemikern und Physiologen ist die Entstehung von Kohlehydraten aus Eiweiß immer viel umstritten worden. Nachdem einige Autoren wie LANGSTEIN dieselbe für möglich gehalten hatten, war dieser Theorie in PFLÜGER (1903) ein heftiger Gegner entstanden. In neuerer Zeit aber bricht sich doch die Anschauung allgemein Bahn, daß eine Bildung von Kohlehydraten aus Eiweiß möglich sein muß und man hat bereits genauere Vorstellungen über eine derartige Umwandlung aus Aminosäuren entwickelt (s. CREMER [1902], FÜRTH [1913]). Wenn somit unsere Befunde durch die neueren chemischen Untersuchungen gestützt zu werden scheinen, so darf doch nicht unbetont bleiben, daß bei diesen durchwegs parasitisch lebenden Tieren der Fall anders liegt. Um nämlich aus dem bedeutend sauerstoffärmeren Eiweiß Kohlehydrat bilden zu können, ist jedenfalls eine Aufnahme von Sauerstoff notwendig, welche vermutlich allen hier untersuchten anaëroben Tieren unmöglich ist. Darauf hat WEINLAND (1907) schon hingewiesen und es scheinen dies auch seine Befunde an *Calliphora* (1907a) zu bestätigen, wo er nur bei Schütteln mit Sauerstoff eine Zunahme an Zucker konstatieren konnte. Es müßte

demnach bei Trematoden und Cestoden der Aufbau des Glykogens durchwegs aus Zucker erfolgen, was freilich im Dotterzellenkern von *Caryophyllaeus* und innerhalb der Embryonalschale von *Anoplocephala* nicht viel Wahrscheinlichkeit für sich hat. — Immerhin kann, so auffallend auch das Auftreten des Glykogens in den oben angeführten Fällen ist, seine Herkunft nicht ohne weiteres aus dem degenerierenden Eiweiß abgeleitet werden und wir müssen es weiteren Untersuchungen überlassen, Klarheit in diese Fragen zu bringen.

Literaturverzeichnis.

- ARNOLD, J. 1908. Zur Morphologie des Knorpelglykogens und zur Struktur der Knorpelzellen. Arch. f. path. Anat. Bd. CXCIV.
- 1909. Zur Morphologie des Muskelglykogens und zur Struktur der quergestreiften Muskelfaser. Arch. f. mikr. Anat. Bd. LXXIII.
- BARFURTH, D. 1885. Vergleichend-histochemische Untersuchungen über das Glykogen. Arch. f. mikr. Anat. Bd. XXV.
- BEST, F. 1906. Über Carminfärbung des Glykogens und der Kerne. Zeitschr. f. wiss. Mikroskopie. Bd. XXIII.
- BETTENDORF, H. 1897. Über Muskulatur und Sinneszellen der Trematoden. Zool. Jahrb. (Anat.). Bd. X.
- BIEDERMANN, W. 1910. Handbuch d. vergl. Physiologie. Jena. Bd. II. 1. Hälfte.
- BLOCHMANN, F. 1896. Die Epithelfrage bei Cestoden und Trematoden. Hamburg.
- BOTT, K. 1907. Über die Fortpflanzung von *Pelomyxa palustris*. Arch. f. Protistenk. Bd. VIII.
- BRAULT, A. und LOEPER, M. 1904. Le Glykogène dans le développement de certains parasites (Cestodes et Nématodes). Journal de Physiol. et de Pathol. générale. T. VI.
- BRAUN, M. Trematoden. BRONNS Klassen u. Ordnungen. Cestoden. BRONNS Klassen und Ordnungen.
- BUGGE, G. 1902. Zur Kenntnis des Excretionsgefäßsystems der Cestoden und Trematoden. Zool. Jahrb. (Anat.) Bd. XVI.
- BUSCH, P. W. C. M. 1905—1906. Sur la localisation du glykogène chez quelques parasites intestinaux. Arch. Intern. de Physiologie. T. III.
- BUSCHKIEL, A. 1908. Notiz über die Kopfdrüsen von *Dicrocoelium lanceatum*. Zool. Anzeiger. Bd. XXXIII.
- CHAMPY, C. 1911. Recherches sur l'absorption intestinale et le rôle des mitochondries dans l'absorption et la sécrétion. Archives d'Anat. Microscop. T. XIII.
- CREMER, M. 1902. Physiologie des Glykogens. Ergebn. d. Phys. Bd. I.
- DINGLER, M. 1910. Über die Spermatogenese des *Dicrocoelium lanceatum* Stil. et Hass. Arch. f. Zellf. Bd. IV.
- EHRlich, P. 1883. Über das Vorkommen von Glykogen im diabetischen und im normalen Organismus. (In FRERICHs: Plötzlicher Tod und Coma bei Diabetes.) Zeitschr. f. klin. Med. Bd. VI.

- EHRlich, R. 1909. Die physiologische Degeneration der Epithelzellen des *Ascaris*-darmes. Arch. f. Zellf. Bd. III.
- ERHARD, H. 1912. Studien über Nervenzellen nebst einem Anhang: Das Glykogen im Nervensystem. Arch. f. Zellf. Bd. VIII.
- FICHERA, G. 1904. Über die Verteilung des Glykogens in verschiedenen Arten experimenteller Glykosurie. Beitr. zur pathol. Anat. u. allgem. Pathol. Bd. XXXVI.
- FÜRTH, O. v. 1913. Probleme der physiologischen und pathologischen Chemie. Bd. II. Jena.
- GELEI, J. 1909—1912. Tanulmányok a Dendrocoelum lacteum Oerstd. szövettánavól (Studien über die Histologie von *Dendrocoelum lacteum* Oerstd.). Budapest.
- GIERKE, E. 1905. Das Glykogen in der Morphologie des Zellstoffwechsels. Beitr. zur pathol. Anat. u. allgem. Path. Bd. XXXVII.
- 1907. Physiologische und pathologische Glykogenablagerung. Ergebn. d. allgem. Pathol. Bd. XI. 2.
- GOLDSCHMIDT, R. 1905. Die Chromidien der Protozoen. Arch. f. Protistenk. Bd. V.
- 1908. Über das Verhalten des Chromatins bei der Eireifung und Befruchtung von *Dicrocoelium lanceatum* Stil. et Hass. Arch. f. Zellf. Bd. I.
- 1909. Eischale, Schalendrüse und Dotterstock der Trematoden. Zool. Anz. Bd. XXXIV.
- HEIN, W. 1904. Zur Epithelfrage der Trematoden. Zeitschr. f. wiss. Zool. Bd. LXXXVII.
- HENNEGUY, L. F. 1906—1907. Recherches sur le mode de formation de l'œuf ectolécithale du *Distomum Hepaticum*. Arch. d'Anat. Microscop. T. IX.
- HOFSTEN, N. v. 1912. Eischale und Dotterzellen bei Turbellarien und Trematoden. Zool. Anz. Bd. XXXIX.
- JANICKI, C. v. 1907. Über die Embryonalentwicklung von *Taenia serrata* Goeze. Zeitschr. f. wiss. Zool. Bd. LXXXVII.
- JORDAN, H. 1913. Vergleichende Physiologie der wirbellosen Tiere. Bd. I. Ernährung. Jena.
- KAHANE, Z. 1880. Anatomie von *Taenia perfoliata* Goeze, als Beitrag zur Kenntnis der Cestoden. Zeitschr. f. wiss. Zool. Bd. XXXIV.
- KEMNITZ, G. A. v. 1912. Die Morphologie des Stoffwechsels bei *Ascaris lumbricoides*. Arch. f. Zellf. Bd. VII.
- LANGSTEIN. 1912. Die Bildung von Kohlehydraten aus Eiweiß. Ergebnisse der Phys. Bd. I. 1.
- LEUCKART, R. 1863. Die Parasiten des Menschen. I. Aufl. Leipzig u. Heidelberg.
- 1886. Die Parasiten des Menschen. II. Aufl.
- LOOSS, A. 1893. Zur Frage nach der Natur des Körperparenchyms bei den Trematoden. Ber. d. k. sächs. Ges. d. Wiss. zu Leipzig, math.-phys. Kl. Bd. XLV.
- LUBARSCH, O. 1895. Glykogendegeneration. Ergebn. der allgem. Pathol. I. Jahrg. Bd. II.
- 1906. Über die Bedeutung der pathologischen Glykogenablagerungen. Arch. f. pathol. Anat. Bd. CLXXXIII.
- MAYER, P. 1909. Zur Färbung des Glykogens. Zeitschr. f. wiss. Mikrosk. Bd. XXIV.
- MRÁZEK, AL. 1901. Über die Larve von *Caryophyllaeus mutabilis* Rud. Centralblatt f. Bakter. u. Parasitenk. I. Abt. Bd. XXIX.
- PFLÜGER. 1903. Glykogen. PFLÜGERS Archiv. Bd. XCVI.
- SAAKE, W. 1893. Studien über Glykogen. Zeitschr. f. Biol. Bd. XXIX.
- SAINT-RÉMY, G. 1900. Le développement embryonnaire dans le genre *Anoplocephala*. Arch. d. Paras. T. III.

- SCHELLENBERG, A. 1911. Oogenese, Eireifung und Befruchtung von *Fasciola hepatica*. Arch. f. Zellf. Bd. VI.
- STOLC, A. 1900. Beobachtungen und Versuche über die Verdauung und Bildung der Kohlehydrate bei einem amöbenartigen Organismus *Pelomyxa palustris* Greeff. Zeitschr. f. wiss. Zool. Bd. LXVIII.
- SCHUBMANN, W. 1905. Über die Eibildung und Embryonalentwicklung von *Fasciola hepatica* L. Zool. Jahrb. (Anat.). Bd. XXI.
- SOMMER, F. 1880. Die Anatomie des Leberegels *Distomum hepaticum* L. Zeitschr. f. wiss. Zool. Bd. XXXIV.
- STIEDA, L. 1867. Beiträge zur Anatomie der Plattwürmer. REICHERTS Archiv.
- 1870. Über den Bau des *Polystomum integerrimum*. Arch. f. Anat. u. Phys.
- TASCHENBERG, E. O. 1878. Beiträge zur Kenntnis ectoparasitischer mariner Trematoden. Abh. d. naturforsch. Gesellsch. zu Halle. Bd. XIV.
- VOLTZENLOGEL, E. 1902. Untersuchungen über den anatomischen und histologischen Bau des Hinterendes von *Ascaris megalocephala* und *Ascaris lumbricoides*. Zool. Jahrb. (Anat.). Bd. XVI.
- WEINLAND, E. 1901a. Über den Glykogengehalt einiger parasitischer Würmer. Zeitschrift f. Biologie. Bd. XLI.
- 1901b. Über Kohlehydratzersetzung ohne Sauerstoffaufnahme bei *Ascaris*, ein tierischer Gährungsprozeß. Zeitschr. f. Biol. Bd. XLII.
- 1902. Über die Bildung von Glykogen aus Kohlehydraten bei *Ascaris*. Zeitschr. f. Biol. Bd. XLIII.
- 1907. Handbuch der Physiologie des Menschen. Bd. II. Braunschweig.
- 1907a. Weitere Beobachtungen an *Calliphora* II. Zeitschr. f. Biologie. Bd. XLIX.
- 1910. Handbuch f. Biochemie. IV. Bd. II. Jena.
- WILL, H. 1893. Anatomie des *Caryophyllaeus mutabilis* Rud. Zeitschr. f. wiss. Zool. Bd. LVI.
- ZERNECKE, E. 1896. Untersuchungen über den feineren Bau der Cestoden. Zool. Jahrb. (Anat.). Bd. IX.
- ZIEGLWALLNER, FR. 1911. Über die Fixierung und Färbung des Glykogens und die mikroskopische Darstellung desselben gleichzeitig neben Fett. Zeitschr. f. wiss. Mikroskopie. Bd. XXVIII.
- ZSCHOKKE, F. 1886—89. Recherches sur la structure anatomique et histologique des Cestodes. Mémoires de l'Inst. national Gènevois. T. XVII.

Tafelerklärung.

Sämtliche Figuren sind nach mit CARNOY fixierten Präparaten angefertigt, die mit DELAFIELD-BESTscher Glykogenfärbung (Glykogen-rot) gefärbt sind, mit Ausnahme von Fig. 23, 29, welche mit Eisenhämatoxylin gefärbt sind. Alle Figuren sind bei 160 mm Tubuslänge auf Objekttischhöhe gezeichnet.

Tafel XVIII.

Alle Fig. (1—16) mit ZEISS' 2 mm Apochromat. Fig. 3, 4 und 8 mit Ocular 2, Fig. 1, 2, 5, 6, 9, 10, 11, 12, 13 und 14 mit Ocular 4 und Fig. 7 und 7a mit Komp.-Ocular 8.

Fig. 1. *Fasciola hepatica*. Im glykogenreichen Parenchym (*p*) eingelagerte Muskelzelle (*m*) (etwas Glykogen), Muskelfasern (*f*) (quer) und Subcuticularzellen (*sb*) (beide glykogenfrei).

Fig. 2. *Fasciola hepatica*. Oocyten (junge glykogenfrei, ältere mit Glykogen) im Ovar.

Fig. 3. *Polystomum integerrimum*. Oocyten (mit Glykogen) aus dem Ovar.

Fig. 4. *Fasciola hepatica*. Dotterstock, ausgewachsene Dotterzellen voll Glykogen und Schalentropfen.

Fig. 5. *Distomum cylindraceum*. Dotterstock, geringe Glykogenmengen zwischen den Schalentropfen.

Fig. 6. *Distomum cylindraceum*. Dotterzellen mit ausgetretenen Schalentropfen im Anfangsteil des Uterus.

Fig. 7. *Dicrocoelium lanceatum*. Dotterstock (Dotterzellen enthalten nur Schalenmaterial) im glykogenreichen Parenchym gelagert.

Fig. 7a. *Lecithochirium rufoviride*. Dotterzellen mit Schalentropfen.

Fig. 8. *Fasciola hepatica*. Uterusei mit einer Eizelle (*e*) (glykogenfrei) und vielen Dotterzellen (*d*) in der Schale (*s*) eingeschlossen.

Fig. 9. *Distomum cylindraceum*. Uterusei aus dem Anfang des Uterus, zwei Embryonalzellen und zerfallende Dotterzellen (kein Glykogen).

Fig. 10. *Distomum cylindraceum*. Uterusei aus dem Endteil des Uterus, dicke Schale um den Embryo. Glykogen.

Fig. 11. *Dicrocoelium lanceatum*. Uterusei mit dünner Schale, (kein Glykogen).

Fig. 12. *Dicrocoelium lanceatum*. Uterusei mit dicker Schale und entwickeltem Miracidium (viel Glykogen).

Fig. 13. *Dicrocoelium lanceatum*. Restkörper aus dem Hoden im Zerfall, Glykogenkörnchen treten auf.

Fig. 14. *Fasciola hepatica*. Spermatocyten und Spermatiden im Hoden, eine »Locke« plasmatischer Fortsätze, in der Glykogen auftritt.

Fig. 15. *Dicrocoelium lanceatum*. Vas deferens, Spermatozoen, Glykogen an Fäden gebunden.

Fig. 16. *Fasciola hepatica*. Vesicula seminalis, Spermatozoen, Glykogen in Körnchen.

Tafel XIX.

Alle Figuren mit Zeiss' 2 mm Apochromat und Ocular 4, nur Fig. 31 mit Ocular 2 und Fig. 17 und 30 mit Komp.-Ocular 8. (In der Reproduktion Fig. 18, 21, 22, 23, 28, 29, 30, 31 um die Hälfte verkleinert.)

Fig. 17. *Calliobothrium coronatum*. Parenchym einer unreifen Proglottis, Glykogen in großen Schollen.

Fig. 18. *Calliobothrium coronatum*. Parenchym einer reifenden Proglottis, Lösungserscheinungen des Glykogens.

Fig. 19. *Calliobothrium coronatum*. Subcuticula (glykogenfrei), Parenchym-maschen mit Glykogen, Muskelfaser (*m*).

Fig. 20. *Caryophyllaeus mutabilis*. Faserstränge mit Glykogen.

Fig. 21. *Anoplocephala mamillana*. Uterusei in der Entwicklung, Bildung der beiden Embryonalhüllen, zwischen den Hüllen tritt Glykogen auf.

Fig. 22. *Anoplocephala mamillana*. Weiteres Stadium der Embryonalentwicklung, »appareil piriforme« ausgebildet, Glykogen um den Embryo in seiner Hülle und geringe Mengen im Embryo selbst.

Fig. 23. *Anoplocephala perfoliata*. Embryo mit entwickeltem «appareil piri-forme» und äußerer Hülle.

Fig. 24. *Calliobothrium coronatum*. Dotterzellen im Dotterstock mit wenig Glykogen.

Fig. 25. *Calliobothrium coronatum*. Dotterzellen (*d*) (mit Glykogen) und Eizelle (*e*) (ohne Glykogen) im Uterus.

Fig. 26. *Calliobothrium coronatum*. Dotterzellen im Uterus zerfallend.

Fig. 27. *Calliobothrium coronatum*. Vas deferens, Spermatozoen, Glykogen in Körnchen.

Fig. 28. *Caryophyllaeus mutabilis*. Dotterstock, junge und ältere Dotterzellen, in denen im Plasma und Kern Glykogen auftritt.

Fig. 29. *Caryophyllaeus mutabilis*. Dotterstock, Kernveränderungen während der Entwicklung der Dotterzellen.

Fig. 30. *Pelomyxa palustris*. Kern und Glanzkörper (mit Glykogen).

Fig. 31. *Caryophyllaeus mutabilis*. Uteruseier, in der Schale (*s*): eine Eizelle (*e*) und einige Dotterzellen (*d*) mit Glykogen im Plasma und Kern.

Lebenslauf.

Ich, PAULINE ORTNER, geboren am 1. August 1888 in Karolinenthal bei Prag als Tochter des Fabrikdirektors Dr. techn. VIKTOR SCHÖNBACH, evangelisch luth. Konfession, besuchte die Volksschule und 2 Klassen der Bürgerschule in Karolinenthal bei Prag. Dann war ich Schülerin an der gymnasialen Abteilung des deutschen Mädchenlyzeums in Prag und maturierte daselbst im Juni 1908. W.-S. 1908—1909 bis W.-S. 1910—1911 studierte ich als Hörerin an der Ludwig-Maximilians-Universität in München. Im Januar 1910 verheiratete ich mich mit Dr. EDWARD ORTNER. Das S.-S. 1911 verbrachte ich studienhalber in England, ohne inskribiert zu sein. Im W.-S. 1911—1912 war ich an der Universität Wien immatrikuliert. S.-S. 1912 und W.-S. 1912—1913 studierte ich wieder als Hörerin an der Ludwig-Maximilians-Universität in München.

Meine Lehrer waren die Professoren: O. ABEL, A. v. BAAYER, H. CORNELIUS, O. FRANK, R. GOLDSCHMIDT, B. HATSCHEK, R. v. HERTWIG, H. JOSEPH, S. MOLLIER, J. RÜCKERT, E. WEINLAND und die Dozenten: Dr. P. BUCHNER, Dr. K. v. FRISCH, Dr. P. KAMMERER, Dr. H. KUPELWIESER.